

Table des matières

1 Introduction.....	p1
2 Etat de l'art.....	p3
2.1 Structure d'accueil.....	p3
2.2 Sites d'étude.....	p4
2.3 Matériel végétal utilisé: le Rosier.....	p4
2.3.1 Taxonomie et sélection.....	p4 ²
2.3.2 Morphologie du rosier.....	p5
2.3.3 Cycles de culture.....	p5
2.3.4 Maladies et ravageurs.....	p6
2.3.5 Moyens de lutte.....	p7
2.3.6 Importance économique.....	p8
2.4 Les champignons mycorhiziens.....	p8
2.4.1 Taxonomie.....	p9
2.4.2 <i>Glomus intraradices</i>	p9
2.5 La symbiose mycorhizienne.....	p9
2.5.1 Mise en place de la symbiose.....	p10
2.5.2 Effets observés de la symbiose.....	p11
▶ Sur le champignon.....	p11
▶ Sur la plante.....	p11
3 Matériels et Méthodes.....	p13
3.1 Protocole d'expérimentation.....	p13
3.1.1 Protocole expérimental en phase 1.....	p13
▶ Choix du dispositif expérimental.....	p13
▶ Méthodologie d'inoculation.....	p14
▶ Variables suivies.....	p15
3.1.2 Protocole expérimental en phase 2.....	p15
▶ Choix du dispositif expérimental.....	p16

▶ Méthodologie d'inoculation.....	p16
▶ Variables suivies	p16
3.2 Méthode d'analyse statistique	p17
3.2.1 Cas des variables quantitatives.....	p17
3.2.2 Cas des variables qualitatives.....	p17
4 Résultats.....	p18
4.1 Au cours de la phase1	p18
4.1.1 Variables quantitatives.....	p18
▶ Variables suivies tout au long de l'essai.....	p18
▶ Variables suivies à T2.....	p18
• Résultats du passage à l'étuve.....	p18
• Résultats du laboratoire.....	p19
• Pertes en culture.....	p19
4.1.2 Variables qualitatives.....	p19
4.2 Au cours de la phase 2.....	p19
4.2.1 Variables quantitatives.....	p19
4.2.2 Variables qualitatives.....	p20
5 Discussion.....	p21
4.1 Inoculation en phase 1: Témoin, Dose1 et Dose2.....	p21
4.2 Inoculation en phase 2: Témoin, P et H.....	p22
6 Conclusion.....	p23
7 Partie optionnelle: Expérimentation sur Géranium lierre, Rose d'Inde et Impatiens.....	p24
Bibliographie.....	p25

Glossaire

Anastomose : connexions entre deux éléments biologiques linéaires (racine, tige, hyphe,...) d'un ou plusieurs individus, permettant ainsi la création de réseaux.

Appressorium : structure de pénétration formée par un hyphe mycélien lui permettant de traverser la paroi d'une cellule végétale épidermique par augmentation de pression.

Arbuscule : haustorium en forme d'arbre situé à l'intérieur d'une cellule hôte.

Biotrophe : Se dit d'un organisme vivant au dépend d'un autre organisme vivant (parasitisme, symbiose).

Chitine : sucre complexe azoté (polymère de N-acétylglucosamine : $(C_8H_{13}NO_5)_n$) responsable de la rigidité pariétale des champignons et des arthropodes.

Ergostérol : lipide membranaire spécifique des cellules fongiques.

Haustorium : structure à l'intérieur d'une cellule (hôte) permettant l'échange de nutriments et d'eau.

Hyphe : filament mycélien.

Mutualiste : organisme réalisant une symbiose (coopération entre deux organismes).

Mycélium : ensemble des hyphes constituant le champignon.

Mycète : champignon.

Mycorhize : organe composite issue de la symbiose entre un champignon mycorhizien et les racines d'une plante hôte.

Mycorhizosphère : volume de sol accessible aux racines (prolongées d'hyphes) lors d'une symbiose mycorhizienne.

Néoglucogénèse : formation de glucose à partir de composés tel que le glycogène.

Nepovirus : virus à ARN infectant les plantes.

Organisme de quarantaine : organisme nuisible qui a une importance potentielle pour l'économie de la zone menacée et qui n'est pas encore présent dans cette zone (liste A1) ou bien qui y est présent mais n'y est pas largement disséminé (liste A2) et fait l'objet d'une lutte officielle (FAO : *Food and Agriculture Organization of the United Nations*).

Pathogène : se dit d'un organisme causant une maladie.

Phytopathogènes : pathogènes des plantes.

Propagule : partie d'un individu pouvant être transporté à distance et donner naissance à un autre individu.

Remontance : caractère conférant une floraison multiple tout au long de l'année.

Réseau de Hartig : mycélium (ectomycorhizes) ramifié entourant certaines cellules corticales pour augmenter la surface d'échange avec la plante.

Rhizosphère : volume de sol accessible aux racines.

Saprophyte : organisme utilisant comme source de carbone de la matière organique morte.

Spore (champignon): petite structure (cellule) de résistance, capable de germination en conditions favorables, permettant la dissémination du champignon. Une spore peut être issue de multiplication asexuée (mitospores) ou de reproduction sexuée (ascospores et basidiospores).

Strigolactones : hormone végétale (facteur de croissance impliqué notamment dans la ramification végétale) et molécule signal (mise en place de la symbiose mycorhizienne ; germination de graines de plantes parasites de plantes tel que *Striga*)

Svedberg (S): unité de mesure du taux de sédimentation.

Liste des abréviations

ARNr : acide ribonucléique ribosomique.

ITS : internal transcribed sequence.

LCO : lipochitooligosaccharides.

PIP : Plasma membrane Intrinsic Proteins (aquaporine).

S : Svedberg.

TAG : Tri-acylglycérol.

Liste des annexes

Annexe I : Exemple d'analyse statistique sous R pour une variable quantitative: nombre de feuilles à T2.

Annexe II : Exemple d'analyse statistique sous R pour une variable qualitative: développement aérien à T2.

Annexe III : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T0 et T1 lors de la phase 1 en plaques alvéolées.

Annexe IV : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T2 lors de la phase 1 en plaques alvéolées.

Annexe V : Tests réalisés pour les différentes variables qualitatives étudiés à T0, T1 et T2 lors de la phase 1 en plaques alvéolées.

Annexe VI : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T3 et T4 lors de la phase 2 en pots.

Annexe VII : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T5 et T6 lors de la phase 2 en pots.

Annexe VIII : Tests réalisés pour les différentes variables qualitatives étudiés à T3, T4, T5 ET T6 lors de la phase 2 en pots.

Liste des illustrations

Figure 1 : Localisation de l'entreprise Nova-Flore et des principaux acteurs de ce stage.

Figure 2 : Classification du genre *Rosa*.

Figure 3 : Répartition du genre *Rosa*.

Figure 4: Fleur et cynorrhodon de rosier.

Figure 5 : Schéma d'une fleur de *Rosa canina*.

Figure 6 : Plaque alvéolée avec ses bouchons (mottes de substrat) déshydratés (A) et hydratés (B) ainsi que le bouturage (C) puis la culture des plants sous bâche (D).

Figure 7 : Arrivée d'eau par sub-irrigation.

Figure 8 : Maladie de la tâche noire (à gauche) et tétranyque tisserand (à droite).

Figure 9 : Calendrier des achats de rosiers en quantité (en haut) et en sommes dépensées (en bas) en 2009 et 2010.

Figure 10 : Rosiers défoliés à racines nues avec (à droite) ou sans (à gauche) pochette.

Figure 11 : Spore asexuée et plurinucléée de *Glomus intraradices* (à gauche) et arbuscule de *Glomus versiforme* (à droite).

Figure 12 : Hyphes et spores de *Glomus intraradices* sur racines de carotte.

Figure 13 : Régulation de la symbiose mycorhizienne.

Figure 14 : Hyphes, arbuscules et vésicules au sein d'une racine.

Figure 15 : Vésicules non-germée et germée de *Glomus intraradices*.

Figure 16 : Boutures de rosiers Emera.

Figure 17 : Vue aérienne de l'entreprise Cerdys-Métaflore.

Figure 18 : Dates de taille, de notation et d'inoculation au cours de la culture.

Figure 19 : Schéma des trois tables (une par modalité) avec leurs (42) plaques alvéolés.

Figure 20 : Cuve utilisée pour l'apport en champignon mycorhizien.

Figure 21 : Apport de champignons mycorhiziens sur rosiers grâce à une rampe d'aspersion.

Figure 22 : Rosier après inoculation, sans rinçage superficiel (A) et, après rinçage superficiel du feuillage (B).

Tableau I : Variables suivies au cours de la phase 1.

Figure 23 : Echelle de notation de 0 à 3 pour le développement aérien (en haut) et le développement racinaire (en bas) à T0.

Figure 24 : Plan d'expérimentation en phase 2.

Figure 25 : Expérimentation en phase 2.

Figure 26 : Cuve utilisée pour l'inoculation (en haut) et chaîne de repotage (en bas) avec mise en place du plant (à gauche) et de ses copeaux de bois (à droite).

Tableau II: Variables suivies au cours de la phase 2.

Figure 27 : Hauteur moyenne des plants (A) et du nombre moyen de feuilles (B) au cours de la phase 1.

Figure 28: Nombre moyen de folioles jaunes ou desséchées au cours de la phase 1 (A) ainsi qu'à T2 (B) (boîtes de dispersion).

Figure 29 : Poids sec (A) et poids frais (B) de rosiers à T2 (phase 1).

Figure 30 : Taux moyen de racines mycorhizées à T2.

Figure 31 : Plants non-conformes (pertes) en phase 1.

Figure 32 : Développement racinaire (A: T1) et développement aérien (B: T0, C: T1, et D: T2) de rosiers en phase 1.

Figure 33 : Diamètre (A, C: T4, D: T5), nombre moyen de boutons floraux (B, E: T5) et hauteur (E : T6) au cours de la phase 2 .

Figure 34 : Taux de plants (en %) présentant des feuilles chlorosées au cours de la phase 2 (A).

Figure 35 : Développement aérien (en %) au cours de la phase 2.

Figure 36 : Intensité de couleur du feuillage à T6.

1 Introduction

À l'état naturel ainsi qu'en milieu cultivé, les plantes sont en relation constante avec une multitude d'organismes, en particulier des bactéries et des champignons. Ces derniers entretiennent des relations diverses avec les végétaux puisqu'ils peuvent être pathogènes, saprophytes ou bien mutualistes (Gianinazzi et Wipf, 2010). Les champignons mutualistes, formant une symbiose avec les racines des plantes, appelée mycorhize, jouent un rôle primordial dans le développement végétal.

Apparus il y a 400 millions d'années (Maillet et *al.*, 2011), les champignons mycorhiziens sont regroupés dans trois phyla : Ascomycètes, Basidiomycètes et Gloméromycètes. À ce jour, huit types de mycorhizes, basés sur des critères morphologiques, ont été mis en évidence. 90% des plantes vasculaires sont concernées par cette symbiose avec notamment la symbiose endomycorhizienne arbusculaire qui s'effectue avec 80% des espèces végétales (environ 400 000 espèces) (Garbaye, 2013, Mousain et *al.*, 1997). Cette symbiose, bien que très répandue, se réalise à partir de champignons très peu diversifiés (200 espèces), tous classés dans les Gloméromycètes (Rinaldi et *al.*, 2008; Smith et Read, 2008).

Présents naturellement dans les sols ou ajoutés aux cultures, les champignons mycorhiziens produisent une multitude de bénéfices pour les plantes. En contrepartie de sucres issus de la photosynthèse, les champignons mycorhiziens fournissent à la plante un meilleur apport hydrique et minéral, notamment en azote et en phosphore. Ces apports élevés sont notamment possibles grâce à la présence d'une mycorhizosphère (racines et mycélium) qui permet d'augmenter le volume de sol exploitable par la plante. La grande diversité d'enzymes fongiques présentes, tel que des phosphatases, est aussi à prendre en compte étant donné qu'elles permettent d'absorber des éléments jusque-là inaccessibles à la plante (Carignan, 2008; Gavériaux, 2012; Menkis et *al.*, 2014). Certains champignons mycorhiziens fixent aussi les métaux lourds (plomb, mercure, cadmium) et les éléments radioactifs. Résistants à ces éléments nocifs pour les plantes et la santé humaine, ils permettent de limiter leur absorption par les plantes (Egli et Brunner, 2002).

Cet apport hydrique et minéral accru permet aux cultures d'avoir une meilleure résistance en condition de stress hydrique ainsi qu'en condition de carences. Une meilleure résistance est aussi observée dans certains cas face aux maladies (synthèse d'antibiotiques et induction de la formation de tanins augmentant la résistance contre les pathogènes du sol) et aux dégâts du froid (synthèse de sucres tel que le mannitol et l'arabitol, protégeant ainsi les racines). De plus, la symbiose mycorhizienne peut apporter aussi un décalage de la période de floraison, une augmentation du nombre de fleurs et une augmentation de la taille de l'inflorescence chez certaines espèces (Carignan, 2008; Egli et Brunner, 2002; Gange et Smith, 2005).

Les évolutions réglementaires de ces dernières années, tel que le plan Ecophyto en France, marquent la volonté de réduire l'utilisation des produits phytosanitaires (Ecophyto, 2014). De plus, la nécessité de trouver des solutions face au changement climatique (notamment sur la gestion des ressources hydriques), positionnent naturellement les mycorhizes comme une alternative non négligeable à prendre en compte.

C'est dans ce contexte que Nova Flore, entreprise spécialiste des prairies fleuries et de l'écologie urbaine, intervient en proposant depuis peu des champignons mycorhiziens aux professionnels du paysage et des espaces verts ainsi qu'à ceux de la production végétale (pépiniéristes, horticulteurs). Tout en diversifiant sa gamme de produits, le but est de rendre efficace et fonctionnelle l'utilisation

des mycorhizes, de la promouvoir auprès des utilisateurs et de développer de nouvelles solutions d'application. Cette orientation prise par Nova-Flore s'inscrit pleinement dans la continuité d'une démarche écologique responsable et renforce ses compétences pour concevoir de nouvelles solutions naturelles, durables et respectueuses de l'environnement.

Le développement et l'amélioration continue de ces solutions passe nécessairement par une démarche expérimentale. Ce stage s'inscrit donc dans le cadre du programme « recherche et développement » engagé par Nova-Flore en partenariat avec différents organismes, pour acquérir des références techniques et scientifiques sur les interactions plantes-champignons mycorhiziens.

Cette étude a pour but de déterminer quelles caractéristiques sont nécessaires à l'obtention d'une méthodologie d'inoculation performante. Pour cela, différentes formes d'apports, dates d'inoculation, ainsi que différents dosages en champignon mycorhizien sont utilisés. D'autre part, cette étude se doit de caractériser les effets éventuels des mycorhizes pendant le cycle de culture. Le matériel végétal servant à l'expérimentation est le rosier.

Dans ce rapport, nous présenterons tout d'abord les deux organismes utilisés (le rosier et les champignons mycorhiziens) en particulier sur le plan taxonomique, morphologique et biologique. Nous développerons ensuite les aspects de méthodologie concernant les dispositifs expérimentaux choisis ainsi que la démarche utilisée pour l'analyse statistique. Enfin, les résultats seront présentés puis discutés.

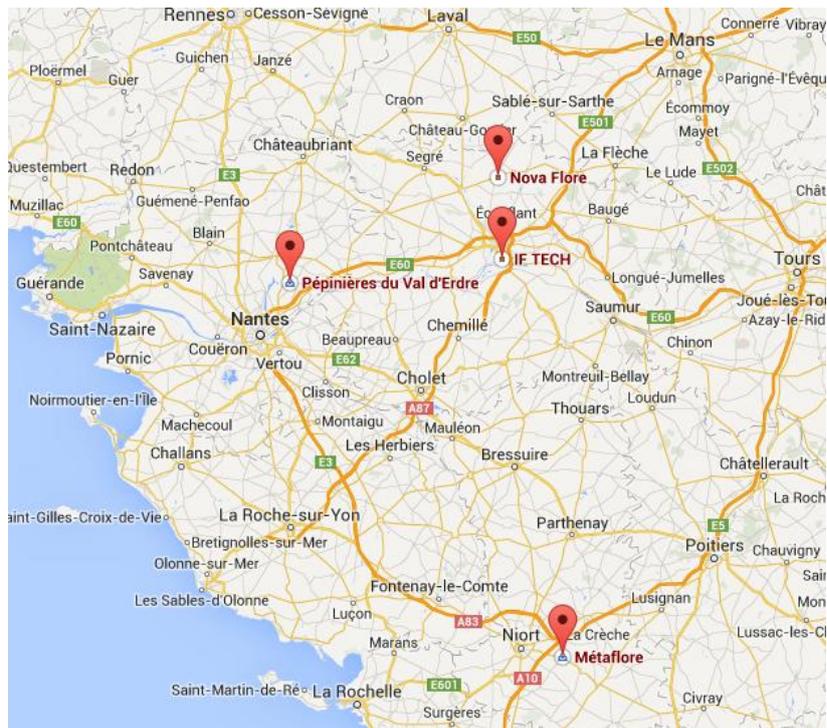


Figure 1 : Localisation de l'entreprise Nova-Flore et des principaux acteurs de ce stage (carte réalisé à partir de google maps, le 03/06/2014) :

2 Etat de l'art

2.1 Structure d'accueil

La société Nova-Flore, créée en 2003 et dont le siège social est basé à Champigné (49) (Figure 1), produit et commercialise des mélanges de graines de fleurs telles que les prairies fleuries et les jachères fleuries. Le métier de Nova-Flore est de concevoir et développer des solutions de végétalisation en milieu naturel comme en milieu urbain ainsi que de fournir des conseils en aménagement d'espaces verts. L'activité de la société orientée vers les collectivités, le grand public et le monde agricole la positionne comme un véritable acteur en matière d'écologie urbaine, d'aménagement de l'espace agricole et d'amélioration de la biodiversité.

Le contexte environnemental et réglementaire de ces dernières années (déclin des pollinisateurs, plan Ecophyto 2018 ...) a encouragé Nova-Flore à développer et améliorer les solutions végétales pour répondre à ces contraintes et ainsi apporter des solutions innovantes face aux problématiques des utilisateurs (apiculteurs, maraîchers, collectivités, ...).

En 2009, l'entreprise investit donc dans la recherche et le développement dans le but de créer de nouvelles gammes de produits en faveur de la biodiversité avec, entre autres, des mélanges fleuris mellifères pour apporter des ressources en nectar et pollen aux pollinisateurs (abeilles, bourdons, papillons ...) et aux insectes auxiliaires (coccinelles, syrphes, ...) afin de lutter contre les ravageurs des cultures.

L'objectif étant de pouvoir approfondir, par l'expérimentation et l'acquisition de données chiffrées et validées scientifiquement, les connaissances liées aux mélanges fleuris et leur impact sur l'entomofaune pollinisatrice et auxiliaire des cultures dans le but de créer des produits permettant de concilier aménagement paysager et plus-value écologique

Nova-Flore en quelques chiffres :

- 45 salariés en 2013
- 70 tonnes de semences utilisées par an
- 700 mélanges fleuris différents conçus par an
- Plus de 500 variétés de fleurs utilisées dont 200 d'espèces sauvages
- 2 hectares de plateformes d'expérimentation (sur 2 sites)

Fort de cette expérience de 10 ans sur les prairies fleuries, l'entreprise a renforcé ses compétences et élargi son champ d'action en fin d'année 2013, pour s'orienter sur la thématique des mycorhizes. Cette diversification de l'activité est née d'un partenariat avec la société angevine If Tech, spécialisée dans la protection naturelle des plantes (Vincent ROULLOIS, communication personnelle ; Nova-Flore, 2014).

Les mycorhizes et l'évaluation de leurs effets sur les végétaux font donc actuellement partie intégrante du programme de R&D mené en interne. C'est dans ce cadre que s'inscrit ce stage.

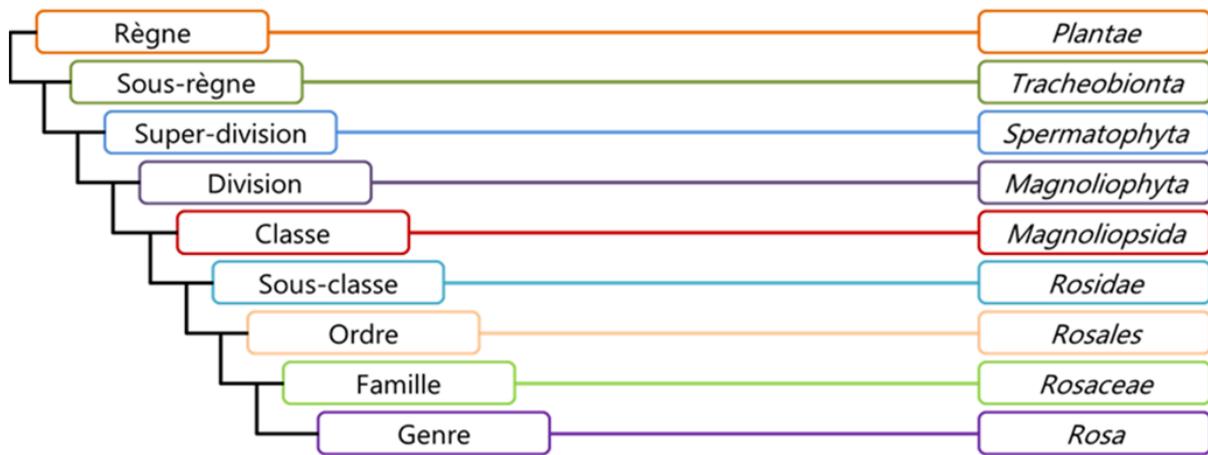


Figure 2 : Classification du genre *Rosa* :

D'après la classification de Conquist, 1981 (Zboralski, 2013).

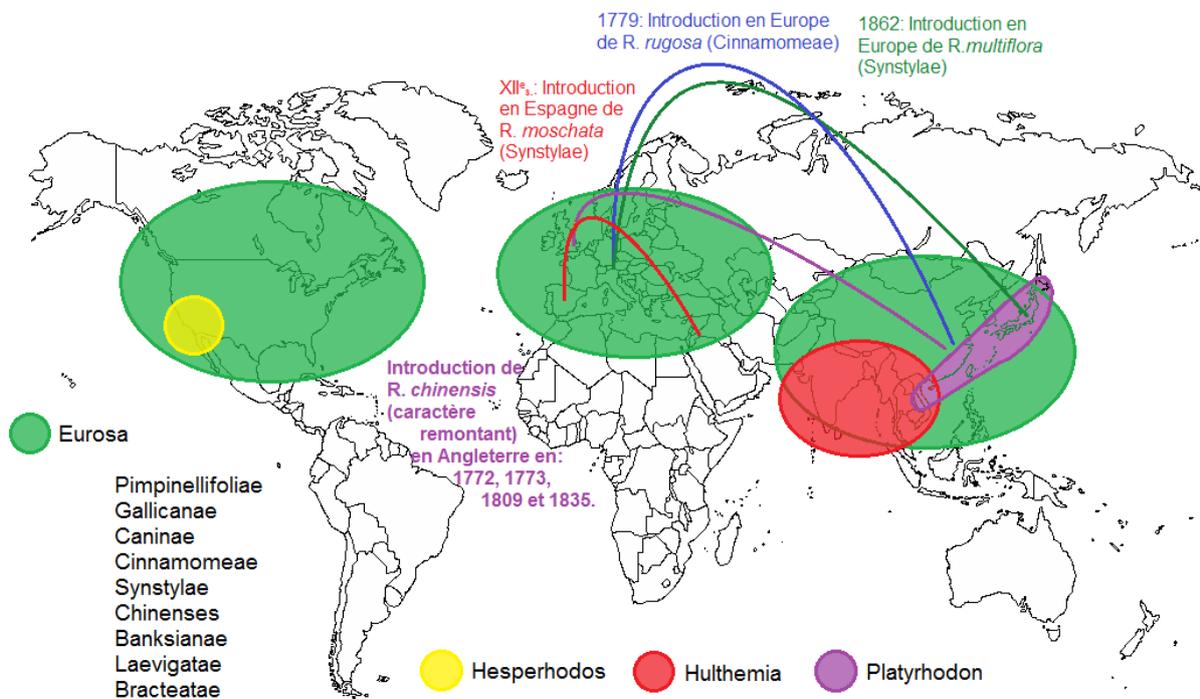


Figure 3 : Répartition du genre *Rosa* :

Représentation des quatre sous-genres du genre *Rosa*. Les lignes indiquent des introductions de rosiers. Schémas réalisé à partir de Meynet, 2001 et <http://www.bing.com/images/search?&q=carte+du+monde+vierge&qft=+filterui:image-size-large&FORM=R5IR3#view=detail&id=FF626C48A646FEB09EBA9267689E38C24667C94F&selectedIndex=5>.

2.2 Sites d'étude

La présente étude est réalisée sur deux phases successives afin d'évaluer l'installation et l'effet de la symbiose endomycorhizienne sur les jeunes plants de rosiers à différents stades du cycle de production. Ces 2 phases, correspondant à 2 étapes du cycle de culture, le bouturage et le rempotage, réalisées respectivement chez Cerdys-Métafllore (Mougou 79) puis aux Pépinières du Val d'Erdre (St Mars-du-Désert 44).

Les rosiers utilisés tout au long de cette étude proviennent de chez Cerdys-Métafllore, produisant des jeunes plants de rosiers à partir de boutures. Ces jeunes plants sont par la suite destinés à d'autres producteurs de rosiers en pots tels que les Pépinières du Val d'Erdre.

2.3 Matériel végétal utilisé : le Rosier

2.3.1 Taxonomie et sélection

Le rosier est une Angiosperme dicotylédone de la famille des Rosaceae. Sa classification exacte est la suivante (figure 2, d'après la classification de Conquist, 1981) (Zboralski, 2013).

Le genre *Rosa* comprend 123 espèces et est divisé en 4 sous-genres d'après la classification de Rehder de 1960 : *Hulthemia*, *Platyrrhodon*, *Hesperodos* et *Eurosa* (figure 3). La majorité d'entre elles (120 espèces) se trouvent dans le sous-genre *Eurosa*, divisé en 10 sections par Rehder. Les sous-genres *Hulthemia*, *Platyrrhodon* et *Hesperodos* sont, quant à eux, tous représentés par une seule espèce : *Hulthemia persica* (zone subdésertique d'Asie centrale), *Rosa roxburgii* (*Platyrrhodon*, du sud Laos à l'île d'Hokkaido (Japon)) et *Rosa stellata* (*Hesperodos*, côte Pacifique du sud des Etats-Unis) (Abidi, 2012; Meynet, 2001).

Le genre *Rosa* est actuellement composé d'espèces sauvages dont l'aire de répartition naturelle s'étend à tout l'hémisphère nord (Asie, Europe ou Amérique du Nord), ainsi que d'hybrides cultivés. Les premières domestications ont eu lieu en Chine (rosiers majoritairement diploïdes, à floraison remontante, sensibles au froid, à parfum de thé) et en Europe (plusieurs rosiers tétraploïdes, résistants au froid, non-remontants).

Ensuite, grâce aux échanges commerciaux du 19^{ème} siècle, une multitude de croisements ont été réalisés à partir d'espèces sauvages telles que *Rosa gallica*, *Rosa canina*, *Rosa chinensis* ou encore *Rosa foetida*. Parmi ces espèces, *Rosa chinensis* a joué un rôle particulièrement important car elle a permis d'atteindre le principal objectif recherché au début de l'histoire des hybridations avec l'acquisition du caractère remontant. Ce caractère permettant plus d'une floraison par an se retrouve rapidement chez une multitude d'hybrides tel que les « rosiers Thé » à fleurs roses (remontants, sensibles au froid, diploïdes, à parfum de thé) et le rosier « La France » (triploïde) par exemple. Ce dernier, obtenu en 1867, a ensuite été utilisé pour l'obtention des « hybrides de Thé » puis, des rosiers modernes. Depuis 1940, ce sont les ressources génétiques présentes au sein de ces rosiers modernes qui sont majoritairement utilisés en amélioration. Aujourd'hui, la majorité des rosiers commercialisés présentent ce caractère de remontance. De plus, du fait des nombreux croisements réalisés au fil du temps, la dénomination du rosier se fait désormais par le nom *Rosa x hybrida* (Abidi, 2012; Brun et Mary, 2003; Meynet, 2001; Société française des roses, 2014).



Figure 4: Fleur et cynorrhodon de rosier :

Photo d'un cynorrhodon (à gauche) et de fleurs (à droite) de *Rosa canina*. Photos issues de Tela Botanica, 2014.

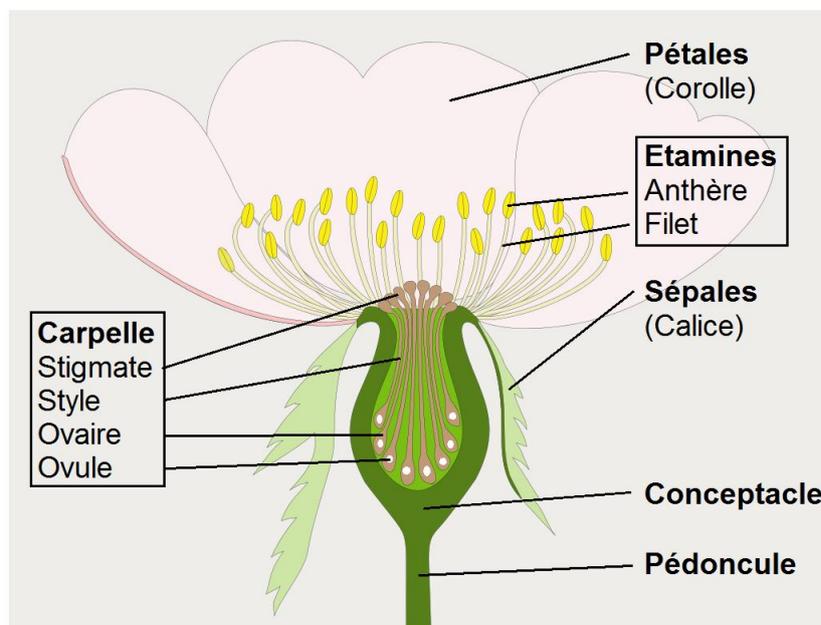


Figure 5 : Schéma d'une fleur de *Rosa canina* :

(Biologie et multimédia, 2014; Wikipedia, 2014).

Cette étude porte sur le rosier moderne Emera® (*Rosa hybrida* L. cv Emera). Cette variété, obtenue lors d'une hybridation Immensee x Amanda en 1989 par l'obteneur Noack, fait actuellement partie de la marque Décorosiers® (Rosiers-provence, 2014; Secteur-vert, 2014).

2.3.2 Morphologie du rosier

Le rosier *Rosa x hybrida* est une plante pérenne arbustive aux ports variés, allant de rampant à dressé selon les espèces et les cultivars. Son feuillage est souvent caduc voire semi-persistant. La plupart des rosiers présentent des épines d'origine épidermique disposées aléatoirement sur leurs tiges. Ce caractère a cependant pu être effacé dans le cadre de programme de sélection.

Cet arbuste présente une phyllotaxie alterne avec des feuilles de 5 à 15 cm de longueur, composés de 3 à 13 folioles finement dentées le plus souvent et imparipennées. Chaque feuille présente une paire de stipules à la base de son pétiole.

Les fleurs sont quant à elles actinomorphes (régulière) isolées ou regroupées en un corymbe. Les pièces florales du périanthe (pétales et sépales) sont présentes par multiples de cinq (une fleur compte en moyenne 25 à 30 pétales, figure 4). L'ovaire du rosier est infère et, les styles, les étamines et les carpelles sont très nombreux (figure 5) (Spichiger *et al.*, 2009). Le calice peut être accompagné d'un calicule inséré juste en dessous, qui désigne un ensemble de bractées souvent semblable aux sépales. Après fécondation, le développement du réceptacle floral produit un faux-fruit, le cynorrhodon (figure 4). Entre 5 et 25 akènes (graines) sont ainsi produits (Abidi, 2012; Brun et Mary, 2003; Zboralski, 2013).

La variété Emera est un rosier arbustif à port recouvrant d'une hauteur comprise entre 60 et 80 cm. Ses fleurs d'un diamètre de 4 à 5 cm sont semi-doubles et de couleur rouge fuschia (decorosiers.com).

2.3.3 Cycles de culture

Une variété de rosier peut être multipliée par greffage, par multiplication in vitro ou par bouturage. La multiplication d'un cultivar par greffage se réalise en extérieur. Le greffon est le plus souvent greffé sur le porte-greffe avec la technique du greffage en écusson. Ce type de multiplication nécessite un cycle de culture de deux ans. La multiplication in vitro permet quant à elle de réaliser un cycle de culture d'un an, cependant les coûts élevés font que cette technique n'est que très rarement employée (Société française des roses, 2014).

Dans le cadre de cette étude nous nous intéresserons tout particulièrement à la production de jeunes plants par bouturage (figure 6, C). Cette méthode de multiplication nécessite un cycle de culture de 8 semaines à 3 mois. Elle peut s'effectuer sous des serres chauffées ($21^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$) et éclairées. Les plants sont alors en plaques alvéolées de 84 plants (52cm x 30,5cm ; 7 x 12 plants, figure 6, A et B). Les alvéoles ont un diamètre et une hauteur de 3 cm soit un volume de 21,2 cm³. Les plaques alvéolées reposent sur des tables de 1,6m de large x 4,45m de long et sont disposées en 3 rangées de 14 soit 42 plaques par table (= 3528 rosiers par table).

Le cycle de culture débute par la création de boutures à partir de pieds-mères puis repiquage des

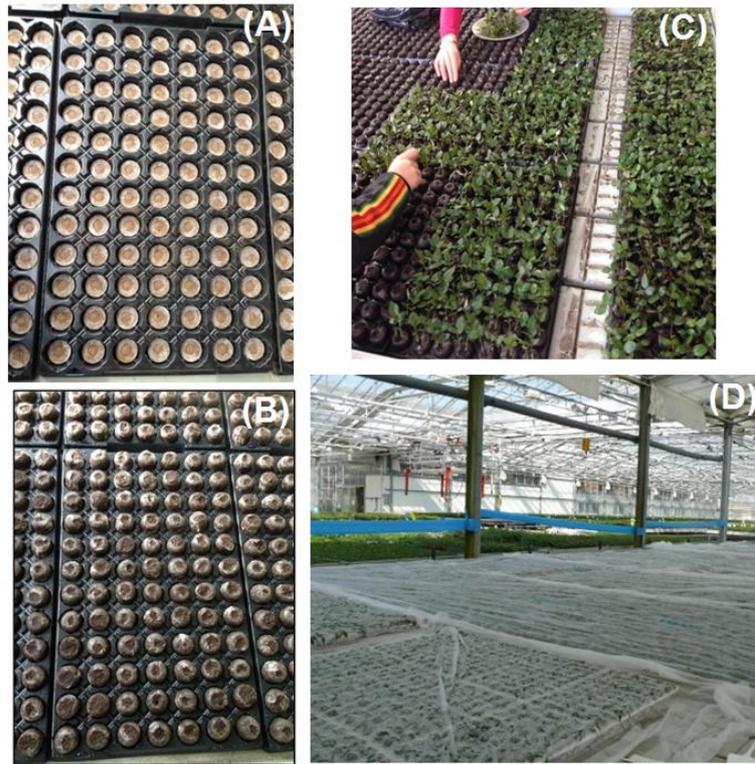


Figure 6 : Plaque alvéolée avec ses bouchons (mottes de substrat) déshydratés (A) et hydratés (B) ainsi que le bouturage (C) puis la culture des plants sous bâche (D) :

Photos Nova Flore.



Figure 7 : Arrivée d'eau par sub-irrigation:

Au centre : système d'arrivée de l'eau ; en bas: gouttière d'évacuation. Photo : Vincent ROULLOIS.

boutures dans des plaques alvéolées (Jiffy) contenant un bouchon (motte) de substrat préalablement humidifié. Ensuite, pendant 12 à 15 jours une bâche plastique (figure 6, D) perméable à l'eau est mise sur la culture et un arrosage régulier (2 à 4 fois par jours selon les conditions climatiques) est réalisé par une légère aspersion manuelle (pompe d'arrosage). Après débâchage, un voile d'hivernage léger (P30) est posé sur la culture pendant 24 à 48 heures.

Une fois le voile retiré, l'eau est apportée par sub-irrigation c'est-à-dire que les tables sont remplies d'1 cm d'eau (en hauteur) et que les plaques trempent dans l'eau. Chaque table est ainsi remplie pendant 12 minutes puis, vidée en 5 à 6 minutes. A ce stade, seule la sub-irrigation (figure 7) permet un apport en eau à la culture. 14 tables sont ainsi irriguées en même temps avec un apport moyen de 1250 litres d'eau soit 89,3 litres par table. Toute l'eau n'est pas utilisée par les rosiers et une grande partie est évacuée et recyclée.

Par la suite, lors de la culture, deux tailles sont effectuées, la première à la quatrième semaine et la seconde à la septième semaine de culture. Une troisième taille est prévue lors de cycles plus longs. Suite à cette dernière taille, à la huitième semaine de culture, une partie des plants restent chez Cerdys-Métaflore, les autres sont quant à eux envoyés chez les différents producteurs de rosiers en pots tels que les Pépinières du Val d'Erdre. Cette distribution des rosiers en plaques alvéolées entre ces producteurs marque le début de la deuxième phase de culture (Hamon J., communication personnelle).

Cette seconde phase débute donc par la réception des plants en plaques alvéolées. Dès que possible ces plants sont rempotés manuellement en pots de deux litres. Ils sont ensuite disposés à l'extérieur sur bâches. Cette deuxième phase du cycle de culture est caractérisée par un arrosage par aspersion (automatique) et trois tailles réalisées manuellement (Jahan P., communication personnelle).

2.3.4 Maladies et ravageurs

Le rosier est soumis à de nombreux pathogènes et ravageurs susceptibles de compromettre la production, qu'elle soit de plein champ ou en serre.

Les maladies rencontrées peuvent être d'origine bactérienne comme la galle du collet (*Agrobacterium tumefaciens*), virale comme le Tomato ringspot (Nepovirus, organisme de quarantaine en France, liste A2) ou plus souvent fongique comme la Rouille (*Phragmidium disciflorum*) et quelques champignons du sol (*Phytophthora*, *Pythium* et *Rhizoctonia*) (Brun et Mary, 2003). Plusieurs maladies fongiques foliaires peuvent d'ailleurs causer d'importants dégâts pendant la production telles que l'oïdium (*Sphaerotheca pannosa*), le botrytis (*Botrytis cinerea*), le mildiou (*Peronospora sparsa*) et le marssonina (*Marssonina rosae*, figure 8). Le marssonina, aussi appelé maladie de la tâche noire, est une maladie dommageable très répandue sur rosiers, notamment en extérieur (champs et jardins). Le développement de cette maladie en extérieur est due à la présence régulière d'eau sur le feuillage permettant au pathogène de germer et d'infecter la plante (9h nécessaires) (Brun et Mary, 2003; Brun et al., 2012; Carlson-Nilsson et Davidson, 2006; Gachomo et Kotchoni, 2010; Gullino et Garibaldi, 1996).

Par ailleurs, certaines maladies qui avaient peu d'impact auparavant, voient leurs dégâts prendre de l'ampleur depuis quelques années en raison d'une réduction de la durée de culture (phase végétative) (Gullino et Garibaldi, 1996). C'est notamment le cas pour la verticilliose (*Verticillium albo-atrum* ou *Verticillium dahliae*) et le chancre des tiges (*Coniothyrium fuckelii*).



Figure 8 : Maladie de la tache noire (à gauche) et tétranyque tisserand (à droite):

Photos réalisés à T3 (phase2, extérieur) pour la maladie de la tache noire (marssonina) et, à Métaflore (sous serre) pour le tétranyque tisserand, LEGRAIN Alexandre.

Le rosier peut aussi être la cible de ravageurs comme les pucerons (*Macrosiphum rosae*, *Myzus persicae*,...), les aleurodes (*Trialeurodes vaporariorum* et *Bemisia tabaci*), les thrips (*Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*), les chenilles appartenant aux noctuelles (*Chrysodeixis chalcites* ou *Autographa gamma*) ou aux tordeuses (*Cacaecimorpha pronubana*) ainsi que les acariens tels que le Tétranyque tisserand (*Tetranychus urticae*, figure 8) (Brun et Mary, 2003; Brun et al., 2012).

Généralement, les problématiques rencontrées en phase 1 sous serre sont le botrytis, l'oïdium et le mildiou pour les maladies fongiques et les pucerons, acariens et thrips pour les insectes ravageurs (Hamon J., communication personnelle). En phase 2 à l'extérieur, la maladie de la tâche noire pose le plus de problèmes ainsi que le tétranyque tisserand (Jahan P., communication personnelle).

2.3.5 Moyens de lutte

Face à ces nombreux pathogènes et ravageurs, une multitude de moyens de lutte existe. Concernant bactéries et virus, seule une lutte préventive est envisageable en France (interdiction d'utiliser des antibiotiques contre les bactéries phytopathogènes). Elle consiste notamment à éviter l'introduction du pathogène et limiter sa propagation dans la culture. Il est par exemple possible d'utiliser la culture in-vitro (à partir de méristèmes) pour obtenir des plants indemnes de virus. Quand un plant est infecté, il peut être envisagé de le supprimer pour limiter ou stopper la propagation de la maladie dans la culture.

Les maladies fongiques telles que l'oïdium, le botrytis et le marssonina (figure 8) peuvent quant à elles être traitées en curatif. Elles nécessitent cependant l'application intensive de fongicides, le plus souvent systémiques (se diffusant dans toute la plante) (Gachomo et Kotchoni, 2010; Gullino et Garibaldi, 1996). Certains fongicides homologués comme Octave (botrytis) et Santhal (*Phytophthora*) contiennent des molécules actives qui ciblent les champignons agissant sur la biosynthèse de l'ergostérol (lipide membranaire spécifique des champignons) (BASF, 2014; Brun et Mary, 2003; E-phy, 2014). Les attaques de ravageurs peuvent elles aussi être traitées en curatif avec l'utilisation de produits phytosanitaires (acaricides en alternance contre l'apparition de résistances,...) (Brun et Mary, 2003).

Les évolutions réglementaires limitant cependant l'utilisation des produits phytosanitaires (Ecophyto, 2014), les méthodes de lutte alternative sont de plus en plus privilégiées. On peut notamment citer l'utilisation de génotypes résistants (*Rosa carolina* résistant au marssonina, gène Rdr1, résistance verticale (totale)), l'utilisation d'auxiliaires de culture en Protection Biologique Intégrée (chrysopes, syrphes et coccinelles contre les pucerons) ou encore l'utilisation d'hormones en confusion sexuelle ou en piégeage contre noctuelles et tordeuses (Brun et Mary, 2003; Brun et al., 2012; Carlson-Nilsson et Davidson, 2006; von Malek et Debener, 1998).

La plupart de ces méthodes se basent sur une connaissance approfondie du cycle de développement du pathogène ou du ravageur permettant ainsi de cibler un stade de développement critique du pathogène considéré et d'adapter les méthodes de lutte selon l'environnement. Une connaissance des moyens de défense de la plante est aussi un atout pour raisonner les moyens de lutte. C'est ainsi qu'il a été découvert que les chitinases, enzymes dégradant la chitine pariétale du champignon, sont utilisées comme défenses par la plante contre les champignons phytopathogènes mais aussi contre les champignons symbiotique du genre

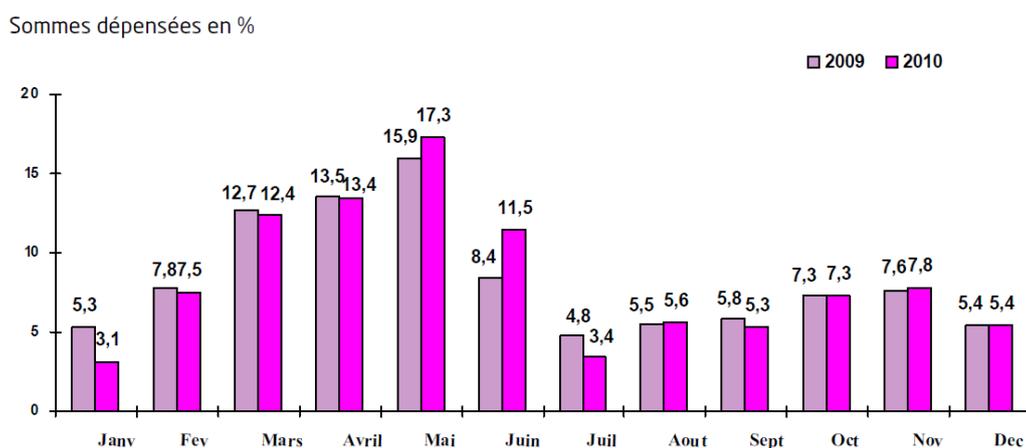
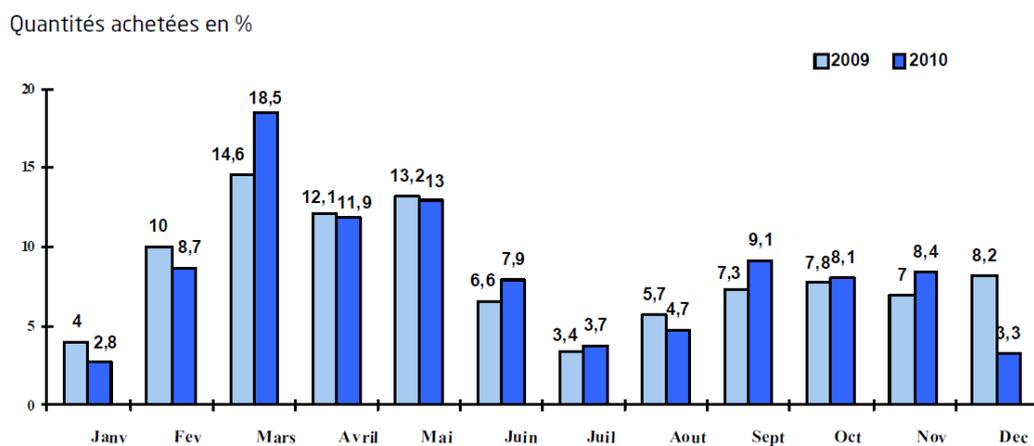


Figure 9 : Calendrier des achats de rosiers en quantité (en haut) et en sommes dépensées (en bas) en 2009 et 2010 (FranceAgriMer, 2010):



Figure 10 : Rosiers défoliés à racines nues avec (à droite) ou sans (à gauche) pochette (Société française des roses, 2014):

Glomus. Cette réaction est cependant rapidement atténuée une fois la symbiose mycorhizienne établie (Gachomo et Kotchoni, 2010; Spanu et al., 1989).

2.3.6 Importance économique

Les principaux producteurs de rosiers de jardin au niveau mondial sont des pays européens dont la France, les Pays-Bas, la Pologne et la Hongrie. Ces deux derniers pays sont très concurrentiels du fait du faible coût de leur main d'œuvre. Sachant que la production du rosier de jardin est une culture assez peu mécanisable, le coût de la main d'œuvre est un critère de compétitivité de premier plan (Zboralski, 2013).

Au niveau national, les trois bassins de production de rosiers de jardins sont les suivants :

- le bassin de Doué-la-Fontaine (49) qui représente 50% de la production nationale avec 7,5 millions de plants, 75 exploitations, 250 emplois (Bonnardel, 2012), le tout sur environ 300 ha.
- le bassin de Lyon qui produit 3,5 à 4,5 millions de rosiers par an.
- le bassin d'Orléans spécialisé dans le rosier tige (Zboralski, 2013).

En France, les importations de rosiers (greffés ou non) proviennent principalement des Pays-Bas, de Belgique, d'Allemagne mais aussi, d'Afrique du Sud, de Hongrie et de Pologne. Les exportations sont quant à elles destinées majoritairement à l'Allemagne, l'Italie, la Suisse, les Pays-Bas et la République Tchèque (FranceAgriMer, 2013 b; Zboralski, 2013). La France est actuellement en déficit commercial (7 millions d'euros en 2012) sur cette culture (FranceAgriMer, 2013 a).

En 2012, 7,7 millions de rosiers de jardin ont été achetés pour 76 millions d'euros, soit 8,4% (en valeur) du marché des végétaux extérieurs. Cela en fait le 6^{ème} végétal d'extérieur le plus acheté (derrière les plantes à massifs, les bulbes et oignons à fleurs, les géraniums, les plantes vivaces et les graines) (FranceAgriMer, 2013 b). Le pic d'achat des rosiers de jardin est le printemps, notamment les mois de mars et avril (figure 9). On observe également un pic moindre en octobre/novembre, lié à l'achat de rosiers défoliés à racines nues vendus ainsi ou en pochettes avec de la tourbe humide (figure 10) (FranceAgriMer, 2010; Société française des roses, 2014).

Les achats de rosiers sont principalement réalisés en jardinerie spécialisées, en VPC (Vente Par Correspondance) et en GMS (Grandes et Moyennes Surfaces). Les rosiers sont achetés le plus souvent à moins de 10€ (72% des cas, valeurs de 2010) voir même à moins de 5€ (42% des cas, valeurs de 2010) (FranceAgriMer, 2010).

2.4 Les champignons mycorhiziens

Actuellement, de par les évolutions réglementaires (Ecophyto, 2014), le développement de méthodes alternatives respectueuses de l'environnement, la volonté d'obtenir de meilleurs plants et, la nécessité d'une meilleure gestion des ressources hydriques, positionne l'utilisation des

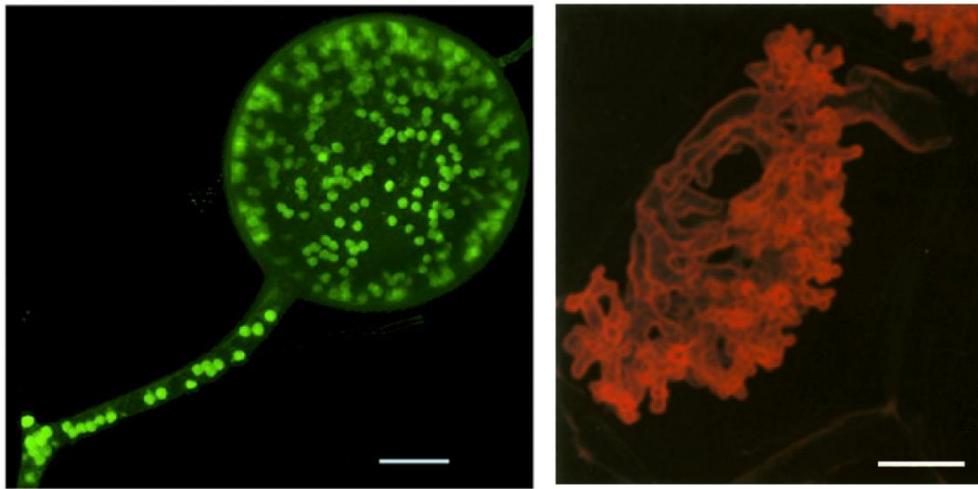


Figure 11 : Spore asexuée et plurinucléée de *Glomus intraradices* (à gauche) et arbuscule de *Glomus versiforme* (à droite):

A gauche, hyphe coenocytique (sporogène). Observaton au microscope confocal à balayage laser après marquage des noyaux (ADN) au STYO (colorant fluorescent vert). Echelle : 10 μm . Photo issue de Tisserant et *al.*, 2014.

A droite, arbuscule de *Glomus versiforme* dans une cellule corticale racinaire de *Medicago truncatula*. Observaton du champignon endomycorhizien au microscope confocal à balayage laser après marquage par immunofluorescence (Wheat Germ Agglutinin Texas Red). Echelle : 10 μm . Photo issue de Blancaflor et *al.*, 2001.



Figure 12 : Hyphes et spores de *Glomus intraradices* sur racines de carotte :

Observation au microscope optique après co-culture in-vitro. Echelle : 750 μm . Photo issue de Tisserant et *al.*, 2014.

champignons mycorhiziens comme une méthode d'avenir.

2.4.1 Taxonomie

Les champignons mycorhiziens sont regroupés dans trois divisions : Ascomycètes, Basidiomycètes et Gloméromycètes. En combinant des critères morphologiques (structure de la paroi des spores, germination) et surtout, des critères moléculaires (les régions ITS (Internal Transcribed Spacer) et les gènes codant l'ARNr (acide ribonucléique ribosomique) de la petite et de la grande sous-unité, ainsi que le gène partiel de la β -tubuline) il a été créé des arbres phylogénétiques des Gloméromycètes (Oehl et *al.*, 2011). Cette division est répartie en trois classes : Gloméromycètes, Archaeosporomycètes et Paragloméromycètes. La classe des Gloméromycètes, présentant exclusivement des champignons endomycorhiziens arbusculaires (excepté un genre), est divisée en trois ordres (Glomerales, Diversisporales et Gigasporales). Les Glomerales sont divisés en deux familles : Entrophosporaceae et Glomeraceae dont fait partie le genre *Glomus*. Ce genre, avec ses 70 espèces, est celui qui présente le plus grand nombre d'espèces (Garbaye, 2013; Gavériaux, 2012; Oehl et *al.*, 2011).

2.4.2 *Glomus intraradices*

Parmi ces espèces, cette étude s'intéresse tout particulièrement à *Glomus intraradices* (*Rhizophagus irregularis*), un champignon endomycorhizien arbusculaire (figure 11) dont le génome (153 Mb, 28232 gènes) a été séquencé récemment (2013, publié en 2014) (Tisserant et *al.*, 2014). Il présente un hyphes coenocytique (non-septé) pouvant contenir une centaine de noyaux (García-Garrido et *al.*, 2009).

Concernant sa multiplication, même s'il possède des gènes homologues à d'autres espèces de champignons qui sont impliqués dans la méiose et plus généralement dans la reproduction sexuée, *Glomus intraradices* produit exclusivement des spores (figure 11) de manière asexuée (clonage). Il peut cependant effectuer des fusions (anastomose) au niveau des hyphes d'un ou de deux individus différents. Ces fusions permettraient un échange de matériel génétique et contribueraient à la mise en place d'un réseau d'hyphes. Cette anastomose, ajoutée à la capacité de sporuler et de développer des hyphes (figure 12) rapidement, explique que le genre *Glomus* dont fait partie *G.intraradices* est celui le plus fréquemment rencontré dans les écosystèmes perturbés (labour) tel qu'en culture (Université de Laval, 2014; Voets et *al.*, 2006). Ces spores, multinucléées (figure 11) et présentant une paroi pluristratifiée, se forment à l'extrémité d'un hyphes, appelé hyphes sporogène où elles restent généralement après être arrivées à maturité (Gavériaux, 2012; Tisserant et *al.*, 2014).

2.5 La symbiose mycorhizienne

Concernant la symbiose mycorhizienne, il est possible, en se basant exclusivement sur des critères morphologiques (colonisation intracellulaire, présence d'un réseau de Hartig entre les cellules du parenchyme cortical, présence d'un manteau fongique autour de la racine), de distinguer huit types de mycorhizes tels que : les endomycorhizes arbusculaires, les pseudomycorhizes, les mycorhizes éricoïdes, les mycorhizes orchidoïdes, les ectomycorhizes, les ectendomycorhizes, les mycorhizes arbutoïdes et les mycorhizes monotropoïdes (Garbaye, 2013).

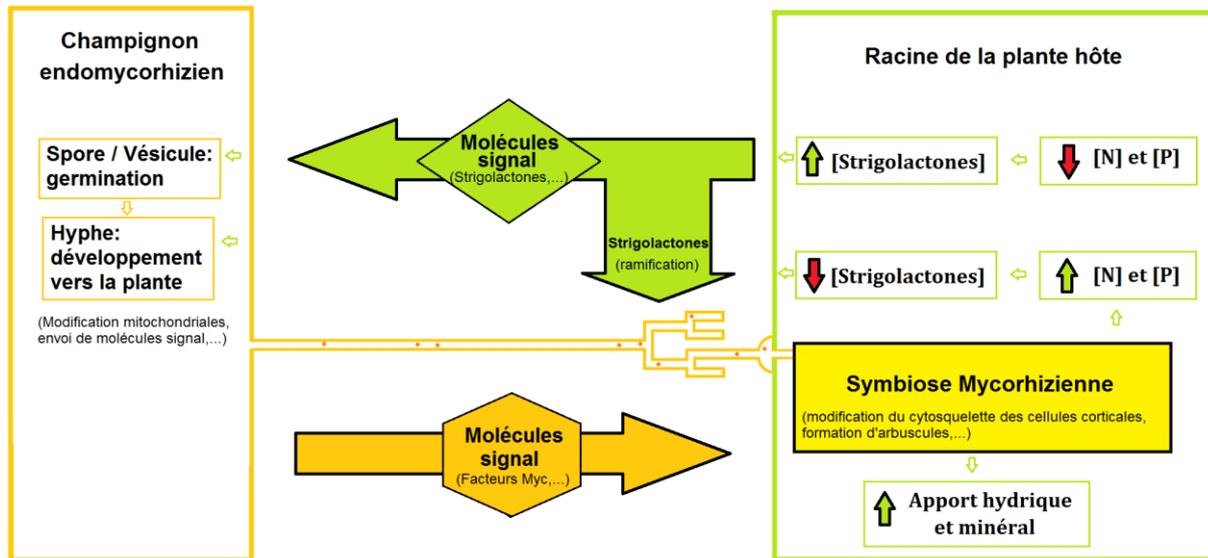


Figure 13 : Régulation de la symbiose mycorhizienne :

Présentation de l'effet de faibles (flèche rouge) et de fortes (flèche verte) quantités d'azote (N) et de phosphore (P) dans la plante sur la symbiose mycorhizienne. Des exsudats racinaires présentant une faible quantité de strigolactones entraîne une ramification et une germination des spores réduite. Schémas réalisés à partir de García-Garrido *et al.*, 2009 et, Maillet *et al.*, 2011.

Les plantes pouvant bénéficier de ces effets, liés à la symbiose endomycorhizienne arbusculaire, correspondent à 80% des espèces vasculaires végétales. On y retrouve d'ailleurs de nombreuses plantes cultivées telles que des Poacées (blé, riz, maïs,...), des Fabacées (haricot, pois, tournesol,...), des cultures légumières (pomme de terre, poireaux, tomates, carottes (figure 12)), horticoles (géranium, rosier,...) et fruitières (fraisier, framboisier,...). Certaines familles ne présentent au contraire que très peu de plantes capables de faire cette symbiose. C'est le cas des Brassicacées (chou, radis, colza,...) et Chénopodiacées (épinards, betteraves,...) par exemple (Gavériaux, 2012).

2.5.1 Mise en place de la symbiose

La formation d'une symbiose mycorhizienne nécessite une plante hôte et un champignon mycorhizien. Ce champignon peut provenir de propagules ou être un hyphes d'une plante mycorhizée à proximité. Une propagule étant « toute partie d'un individu pouvant être transporté à distance » « et donner naissance à un autre individu », ce peut être une spore (mitospore dans notre cas), une vésicule, un fragment d'hyphes ou un fragment présentant un arbuscule (hyphes ramifié). Les spores et vésicules permettent une bonne conservation du champignon cependant, les fragments d'hyphes (ou arbuscules) peuvent tout de même se conserver quelques mois dans des racines mortes, même sèches (Garbaye, 2013).

Glomus intraradices est un champignon mycorhizien biotrophe obligatoire. Ainsi, quand une spore germe, il est nécessaire que l'hyphes nouvellement formé atteigne au plus vite la plante hôte pour capter les sources de carbone et d'énergie indispensables à sa survie (Gavériaux, 2012; Tisserant et al., 2014). La spore doit donc attendre le moment opportun pour germer. Pour déterminer ce moment, elle capte des molécules signal émises dans le milieu par la plante telles que des flavonoïdes, des terpenoïdes et surtout des strigolactones (figure 13), hormones végétales inhibant les bourgeons et la formation de racines latérales et adventives et favorisant l'élongation racinaire et apicale (Brewer et al., 2013). Au moins neuf strigolactones ont été identifiées (structure connue) dans les exsudats racinaires jusqu'à maintenant. Leur présence est corrélée négativement à la quantité de phosphore et d'azote dans le milieu. Une fertilisation trop riche en azote et phosphore entraîne une diminution de strigolactones émis dans les exsudats racinaires, défavorisant la mise en place de la symbiose (García-Garrido et al., 2009; Gavériaux, 2012).

Suite à la germination des spores, l'hyphes est attiré vers la plante. Une fois à proximité de la racine, les strigolactones permettent d'induire la ramification de l'hyphes, favorisant ainsi la formation de la symbiose (connexion champignon – plante). Ce « branchement » se finalise par la mise en place d'appressoria pour pénétrer dans la racine. Ces branchements sont très diversifiés et varient en fonction de la souche de champignon présente mais aussi du mélange de molécules signal perçues par le mycète (García-Garrido et al., 2009; Gavériaux, 2012).

En parallèle, le champignon mycorhizien envoie lui aussi des molécules signal à la plante mettant ainsi en place un véritable dialogue moléculaire. Il a notamment été découvert que *Glomus intraradices* sécrétait des lipochitoooligosaccharides (LCO) favorisant la mise en place de la symbiose. Etant donné que les facteurs Nod de la symbiose Rhizobium – légumineuse correspondent aux LCO, les LCO impliqués dans la symbiose mycorhizienne ont été nommés

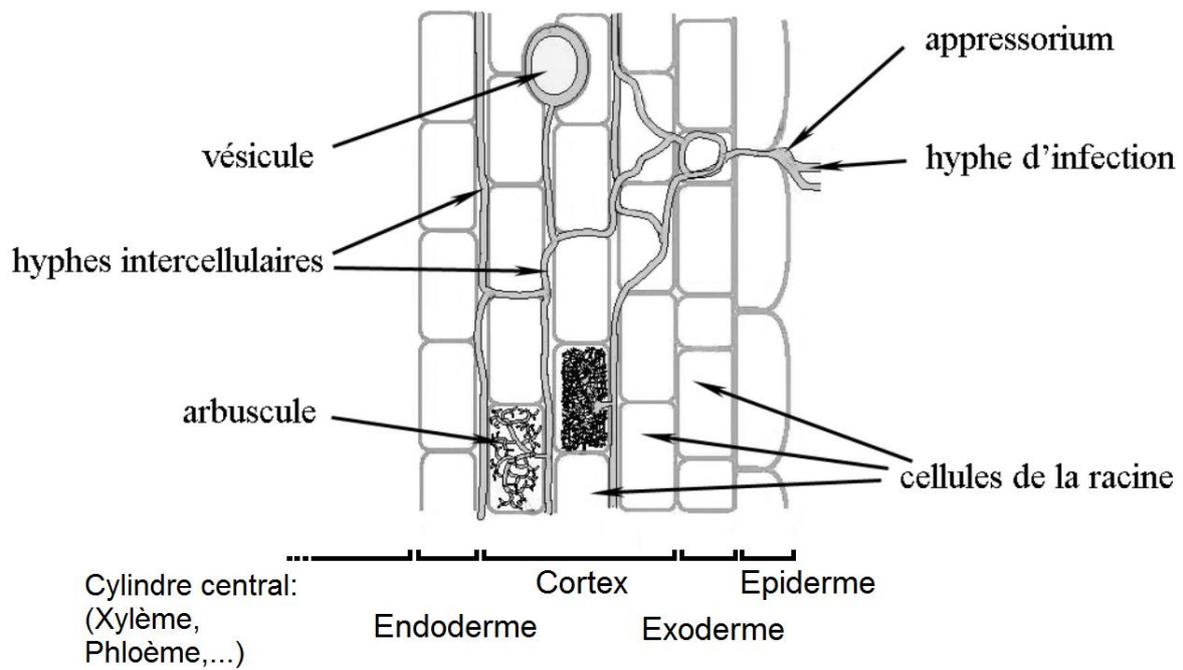


Figure 14 : Hyphes, arbuscules et vésicules au sein d'une racine :

Schémas réalisé à partir de Gavériaux, 2012.

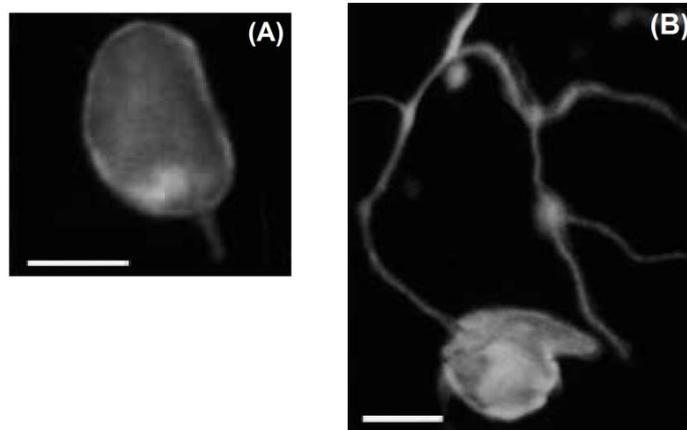


Figure 15 : Vésicules non-germée et germée de *Glomus intraradices*:

Observation au microscope (LUMAM R-3), par immunofluorescence (utilisation d'anticorps). Germination des vésicules sur membrane de nitrocellulose (filtre) dans le sol près de racines (*Plectranthus australis*). Echelle : 50 μm (Kozlova et al., 2001).

facteurs Myc. Ces facteurs Myc pourraient être libérés lors de la germination des spores. Ils diffusent ensuite jusqu'à la plante où ils favorisent la mise en place de la symbiose (Maillet et *al.*, 2011).

Après dialogue moléculaire, germination de la spore et mise en place de la symbiose, l'hyphe colonise les cellules du cortex racinaire (figure 14) où il forme des structures (haustorium) permettant l'échange entre la plante et le champignon. Dans notre cas des haustoria spécifiques appelées arbuscules (en forme d'arbre) sont produites par une succession de divisions dichotomes où le diamètre de l'hyphe se réduit progressivement allant de 10µm à moins de 1µm (exemple au sein des Gloméromycètes). Ces arbuscules sont présents à l'intérieur des cellules végétales mais ne pénètrent pas le cytoplasme. La membrane cytoplasmique s'adapte en produisant des invaginations, augmentant ainsi la surface d'échange entre la plante et le champignon (Gavériaux, 2012). D'autres adaptations de la plante sont réalisées pour favoriser la mise en place de la symbiose, en particulier une réorganisation du cytosquelette des cellules corticales avant colonisation de celles-ci (Blancaflor et *al.*, 2001).

Par la suite, certains hyphes (inter ou intra-cellulaires) peuvent accumuler des lipides, des glucides et de nombreux noyaux et ainsi former des structures (intra- ou inter-cellulaires) appelées vésicules (figure 15). *Glomus intraradices* peut produire environ 200 vésicules par mm de racine (sur *Allium porum*). Elles peuvent se conserver et germer pour donner un nouvel hyphe (Garbaye, 2013; Gavériaux, 2012).

Finalement, quand la colonisation mycorhizienne devient trop importante, une régulation négative se met en place. Elle serait due à une diminution des quantités de strigolactones dans les exsudats racinaires. Ainsi, le taux de mycorhization serait contrôlé (García-Garrido et *al.*, 2009).

2.5.2 Effets observés de la symbiose

► Sur le champignon

Une fois cette symbiose établie, elle permet au champignon *G.intraradices* de se développer (synthèse de stérols,...) grâce à un apport en lipides et en glucides. L'apport en glucides s'effectue principalement sous forme de glucose, issus de la photosynthèse. Glucides et lipides peuvent être stockés ou directement utilisés. Respectivement ce stockage s'effectue principalement dans les hyphes sous forme de glycogène ou dans les vésicules sous forme de triacylglycérol (TAG). Source d'énergie et de carbone ils peuvent être mobilisés si besoin par une hydrolyse des lipides et l'utilisation de la néoglucogénèse (formation de glucose à partir du glycogène). Le développement du champignon mycorhizien est alors assuré (Fontaine et *al.*, 2001; Helgason et *al.*, 2002; Janoušková et *al.*, 2009).

► Sur la plante

En contrepartie, par l'intermédiaire du champignon mycorhizien, la plante augmente sa surface d'échange avec le sol grâce notamment à deux types d'hyphes : les hyphes d'absorption, fins et



Figure 16 : Boutures de rosiers Emera :

Photo : Vincent ROULLOIS.

ramifiés, permettant d'augmenter la surface de contact avec le sol et les hyphes conducteurs, de diamètre plus élevé, permettant d'amener l'eau et les éléments minéraux à la plante. Ce n'est donc plus seulement la rhizosphère qui est exploitée par la plante, mais la mycorrhizosphère. Ce vaste volume de sol désormais exploitable, ajouté au pool enzymatique fongique très divers, permet à la plante de capter des éléments minéraux jusque-là peu accessibles tels que le phosphate. Cette symbiose permet aussi au végétal de prélever les éléments minéraux « classiques » en plus grande quantité comme l'azote (capté sous forme de nitrate, nitrite ou d'ammonium par le mycète), le soufre et les oligoéléments (cuivre, zinc, fer, manganèse,...) (Gavériaux, 2012; Scagel, 2000).

Les rosiers mycorhizés possèdent aussi un meilleur apport hydrique leur permettant de mieux résister à la sécheresse, notamment sur une longue période (Piniot et al., 2005; Scagel, 2000). Cette résistance fait intervenir d'autres facteurs tels qu'une modification de l'expression de certains gènes de la plante. Les gènes PIP (Plasma membrane Intrinsic Proteins : aquaporine) sont par exemple inhibés, permettant de diminuer la perméabilité membranaire des cellules végétales qui gardent ainsi une meilleure teneur en eau (*G.intraradices* et *G.mosseae* sur laitue) (Ruiz-Lozano et al., 2006). En condition de stress hydrique, les plants mycorhizés possèdent ainsi une meilleure turgescence (*G.intraradices* et *G.deserticola* sur rosier) (Augé et al., 1987).

De plus, la rhizogénèse ou formation des racines peut être favorisée en présence de champignons mycorhiziens. Cela a été observé en production de rosiers pour fleurs coupées (enracinement de boutures) où, selon les relations cultivar-hormone d'enracinement-champignon mycorhizien, des effets significatifs ont été mis en évidence (Scagel, 2000; Scagel, 2001).

Concernant le développement aérien, il a été observé des poids sec généralement plus élevés (boutures de Chrysanthèmes, fleurs annuelles,...) en présence d'une symbiose mycorhizienne. Ce meilleur développement est notamment remarqué en condition de stress hydrique, d'une trop grande quantité de bicarbonates (HCO_3^-) ou, en condition de carence (phosphore,...). Par exemple, il a été observé sur rosier, en condition de stress hydrique, une meilleure teneur en chlorophylle pour les plants mycorhizés avec *Glomus intraradices*. Lors d'apports trop importants en bicarbonates, un meilleur développement (feuilles, poids sec, teneur en chlorophylle,...) a aussi été observé sur des plants mycorhizés. La symbiose mycorhizienne a cependant des limites, telle qu'une réduction des taux de colonisation des racines lors de concentration trop élevée en bicarbonates (Carignan, 2008; Cartmill et al., 2007; Piniot et al., 2005).

La symbiose mycorhizienne influe aussi sur le développement de la plante. Au niveau de la floraison, le nombre de fleurs ou d'inflorescences peut varier, à la hausse (ex : +70% sur bleuet (*Centaurea cyanus*)) comme à la baisse, cela dépendant des espèces végétales étudiées. La période de floraison (tardif, précoce) ainsi que le diamètre de la fleur (ex : +11% sur Rose d'Inde (*Tagetes erecta*)) peut aussi varier selon les espèces (Carignan, 2008; Gange et Smith, 2005; Garmendia et Mangas, 2012).

Etant donné que chaque facteur, spécifique, impliqué dans la symbiose mycorhizienne influe grandement sur les effets obtenus, il nous est nécessaire d'étudier tout ce système pour obtenir des résultats exploitables. Il nous est donc nécessaire d'étudier la symbiose *Rosa hybrida* L. cv Emera (figure 16) - *Glomus intraradices* selon les méthodes culturales habituelles (hormones spécifiques, fongicides spécifiques,...) des producteurs concernés. C'est dans ce cadre que s'inscrit la présente étude.



Figure 17 : Vue aérienne de l'entreprise Cerdys-Métaflore :

En rouge, serre de multiplication utilisée pour l'expérimentation lors de la phase 1 (bouturage et culture en plaques alvéolées). Réalisé à partir de google maps, le 25/06/2014.

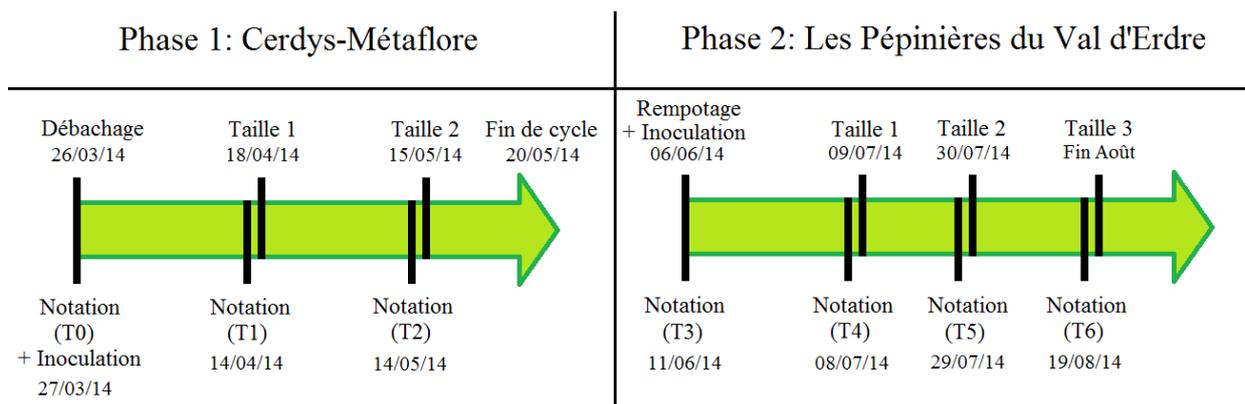


Figure 18 : Dates de taille, de notation et d'inoculation au cours de la culture:

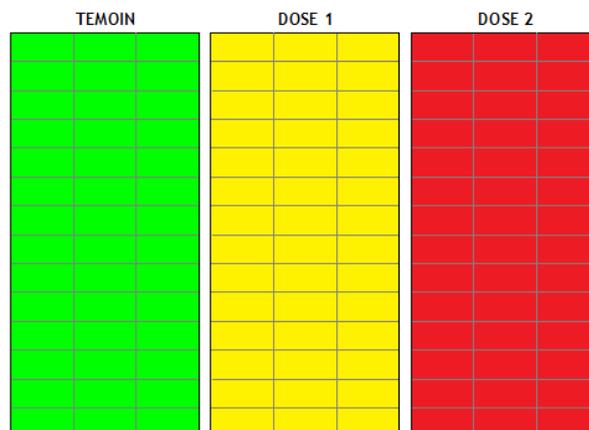


Figure 19 : Schéma des trois tables (une par modalité) avec leurs (42) plaques alvéolés :

3 Matériels et Méthodes

3.1 Protocole d'expérimentation

Cette étude comporte deux phases successives d'expérimentation réalisées pendant les deux phases du cycle de culture. La première phase, réalisée chez Cerdys-Métaflore (figure 17), s'est déroulée sur 10 semaines (mi-mars à fin mai), du bouturage à la fin de la culture en plaques alvéolées sous serre. La deuxième phase, effectuée aux Pépinières du Val d'Erdre en extérieur, a débuté début juin par le rempotage des rosiers dans des pots de 2 litres. Cette phase doit se poursuivre jusqu'à fin octobre.

Lors des 2 phases d'essais, plusieurs notations ont été effectuées chez les 2 producteurs. Hormis les notations à T0 et T3, elles ont systématiquement été réalisées avant chaque taille pour pouvoir identifier d'éventuelles différences entre modalités (figure 18).

Deux inoculations de champignons endomycorhiziens ont été effectuées, la première en début de phase 1 et la deuxième en début de phase 2.

3.1.1 Protocole expérimental en phase 1

L'apport en champignons mycorhiziens est réalisé à ce stade car une inoculation précoce des plants permet en général d'obtenir des effets de la symbiose plus importants (Scagel, 2001).

L'objectif de l'expérimentation à ce stade de la production est de valider la mise en place de la mycorhization sur les jeunes plants de rosiers dans le laps de temps du cycle de culture de 10 semaines. La priorité étant de voir s'il y a bien présence de mycorhizes (connexion champignons-racines) au niveau des racines des plants inoculés et donc de valider la méthode d'application retenue. On cherchera aussi à quantifier le niveau de mycorhization à ce stade (taux de mycorhization) ainsi que les potentiels effets de la mycorhization sur les jeunes plants.

► Choix du dispositif expérimental

Notre essai à ce stade comporte trois modalités : une modalité Témoin non inoculée ainsi que deux modalités inoculées par un champignon endomycorhizien. Ces inoculations sont réalisées à 2 concentrations différentes. Une modalité appelée « Dose1 » est inoculée à une concentration moyenne tandis qu'une autre appelée « Dose2 » est plus fortement concentrée (doses réalisées sur la base des recommandations de notre partenaire).

La production chez Cerdys-Métaflore se réalise sur des tables (figure 19) contenant chacune 42 (3*14) plaques alvéolées de 84 (7*12) rosiers soit un total de 3528 jeunes plants par table. Trois tables, à raison d'une par modalité, nous ont été mises à disposition pour l'expérimentation, soit un total de 10584 (3528*3) rosiers.

On a donc un dispositif à 3 modalités répétées une fois.

Les tables utilisées pour la production des jeunes plants sont disposées sur des rails afin d'être déplacées pendant le cycle de culture lorsque cela le nécessite. Pour garantir des conditions de



Figure 20 : Cuve utilisée pour l'apport en champignon mycorhizien :

Photo : Vincent ROULLOIS.



Figure 21 : Apport de champignons mycorhiziens sur rosiers grâce à une rampe d'aspersion : Photo : Vincent ROULLOIS.



Figure 22 : Rosier après inoculation, sans rinçage superficiel (A) et, après rinçage superficiel du feuillage (B) : Photos : Vincent ROULLOIS.

culture similaires aux 3 traitements, les tables ont été maintenues groupées par 3 pendant tout le cycle de production, même si la disposition les unes par rapport aux autres a pu être modifiée.

En raison des déplacements, la question de l'effet de bordure s'est posée. Etant donné qu'à la fin du cycle de culture, le producteur utilise l'ensemble de ses plants, que les conditions environnementales sont bien contrôlées sous serre et que l'ordre des trois tables (entre elles) change de manière aléatoire, il a été choisi de ne pas prendre en compte d'éventuels effets de bordure à ce stade de la production.

► Méthodologie d'inoculation

A ce stade, l'inoculation des champignons mycorhiziens a été réalisée par table à l'aide d'une solution hydrosoluble (mélange d'algues brunes et de champignons endomycorhiziens) appliquée grâce à une rampe d'aspersion utilisée habituellement pour les régulateurs de croissance. Cette rampe est raccordée à une pompe elle-même reliée à une cuve de 600 litres dans laquelle la solution a été versée (figure 20).

La première étape a été de déterminer le volume de solution à apporter par table en prenant en compte une « perte » de 3 à 5 litres correspondant au volume d'eau restant dans le système d'arrosage (estimation faite par Métaflora compte tenu du diamètre et de la longueur des tuyaux). Sur la base des recommandations de Métaflora données au départ, le volume de 15 litres de solution déversés dans la cuve a été retenu.

Une première application de 15 litres d'eau claire a été réalisée sur la table témoin afin que les rosiers de cette table subissent les mêmes conditions d'arrosage que les tables inoculées.

L'inoculation a ensuite été effectuée par passage de chaque table sous une rampe de pulvérisation fixe. Pour avoir une répartition homogène de l'inoculum sur chaque table, un mouvement d'aller-retour a été effectué manuellement sous la rampe (3-4 allers retours, le temps que tout le volume soit appliqué ce qui représente 2 minutes environ) (figure 21).

Les apports ont donc été réalisés dans l'ordre suivant : Témoin (15L d'eau), Dose1 (15L : eau + solution hydrosoluble), Dose2 (15L : eau + solution hydrosoluble), rinçage superficiel Dose2 (5L d'eau), rinçage superficiel Dose1 (5L d'eau).

Le rinçage superficiel du feuillage a été effectué sur demande du producteur du fait de la coloration du feuillage (figure 22, A) due aux algues brunes présentes dans la solution hydrosoluble. Ayant été effectué après l'inoculation, le rinçage superficiel (figure 22, B) n'est pas réalisé sur le témoin par crainte de l'inoculer involontairement (présence éventuelle de champignons mycorhiziens restants dans la rampe). La différence d'apport en eau à cet instant est compensée par l'arrosage régulier habituel.

Tableau I : Variables suivies au cours de la phase 1 :

Trois dates de notation sont réalisées de T0 à T2. En rouge (X), dates à laquelle les variables concernées ont présentés des différences significatives.

VARIABLES	TYPE DE VARIABLES	NOMBRE ECHANTILLONS PAR MODALITE	DATES DE NOTATIONS		
			Phase 1		
			T0	T1	T2
Développement aérien	Qualitative	30	X	X	X
Nombre de folioles jaunes ou desséchées	Qualitative	30	X	X	X
Développement racinaire	Qualitative	30	X	X	X
Hauteur de la plante	Quantitative	30	X	X	X
Nombre de feuilles sur la repousse	Quantitative	30	X	X	X
Nombre de boutons floraux	Quantitative	30			X
Poids frais des parties aériennes	Quantitative	10			X
Poids sec des parties aériennes	Quantitative	10			X
Taux de mycorhization	Quantitative	5 (T) à 10 (D1 et D2)			X
Nombre de plants non conformes	Quantitative	Table entière (3528)			X

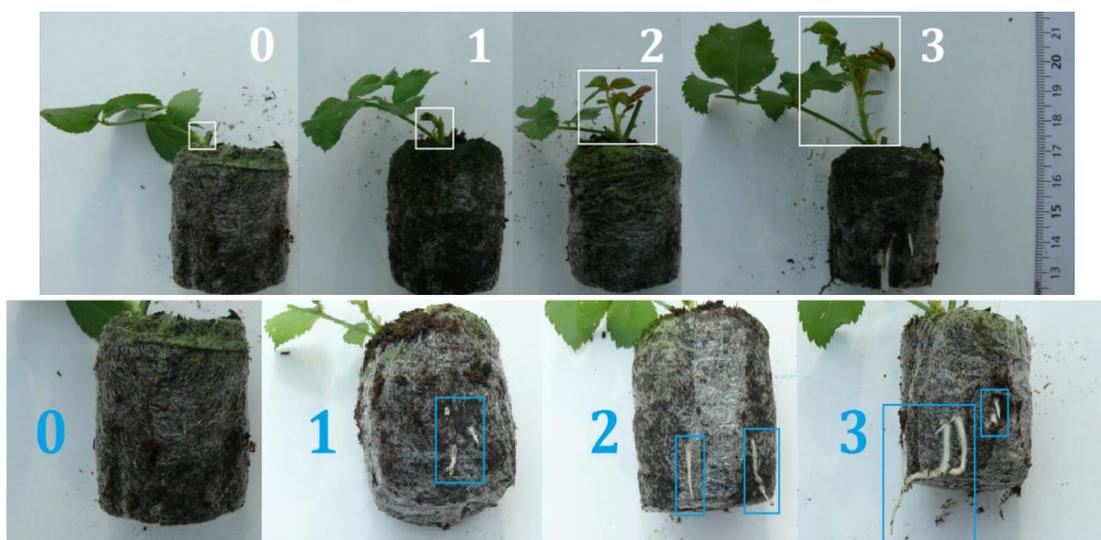


Figure 23 : Echelle de notation de 0 à 3 pour le développement aérien (en haut) et le développement racinaire (en bas) à T0:

► Variables suivies

Plusieurs notations ont été effectuées sur les 3 modalités au cours de la phase 1. Les variables étudiées ont été déterminées en prenant en compte les critères de qualité du producteur et dans le but de mettre en évidence d'éventuels effets des mycorhizes à ce stade.

Ces variables sont suivies à trois dates : T0 (notation après débâchage, juste avant l'inoculation, le 26/03/2014), T1 (notation avant la première taille, le 14/04/2014) et T2 (notation avant la deuxième taille, le 07/05/2014). Les variables étudiées sont quantitatives ou qualitatives et sont présentées dans le tableau (tableau I).

La notation à T0 a pour but de vérifier que les 3 tables contenant chacune une modalité (Témoin, Dose1, Dose2) sont identiques entre elles avant l'application des champignons endomycorhiziens et ainsi s'assurer que si des différences entre modalités sont observées en fin d'essai, elles sont bien dues aux mycorhizes et non pas à des différences présentes dès le début de l'essai.

Lors de chaque passage et pour chaque modalité, les notations ont portées sur 30 rosiers choisis au préalable de manière aléatoire à l'aide du logiciel statistique R. Pour cela des coordonnées sont assignées à chaque rosier puis un tirage aléatoire sans remise est effectué.

Certaines variables ont pu être suivies à chaque notation. Il s'agit des variables quantitatives « hauteur de la plante » et « nombre de feuilles » ainsi que des variables qualitatives « développement aérien » et « développement racinaire ». Pour ces 2 dernières, une notation de 0 à 3 a été définie à chaque date (figure 23).

Les variables « taux de mycorhization », « poids frais », « poids sec », « nombre de boutons floraux », « plants morts et/ou non conformes » n'ont été suivies qu'à T2.

Pour les variables « poids frais » et « poids sec », 10 plants de chaque modalité ont été prélevés aléatoirement en fin de phase 1. Leurs parties aériennes ont été coupées et pesées à l'aide d'une balance de précision (Radwag®, PS600/C/2). Après ensachage, elles ont été mises à l'étuve à 55°C pendant 4 jours et demi (faculté des sciences d'Angers). Une pesée a ensuite été effectuée à l'aide d'une balance de précision (Denver Instrument, TP-214).

Pour la variable « taux de mycorhization », les parties racinaires ont quant à elles été conditionnées en sachets et envoyées à un laboratoire d'analyse spécialisé. Pour ces analyses, 5 plants de la modalité Témoin et 10 plants des modalités Dose1 et Dose2 ont été utilisés. Les résultats ainsi obtenus présentent le taux de racines mycorhizées par plant.

3.1.2 Protocole expérimental en phase 2

Cette deuxième phase d'expérimentation se déroule dans la continuité de la phase 1 puisque les rosiers utilisés pour l'essai sont ceux initialement produits chez Cerdys-Métaflore. A ce stade, les jeunes plants sont repotés dans des pots de deux litres puis positionnés sur le sol à l'extérieur jusqu'à la fin du cycle de culture.

Une inoculation a également été effectuée à ce stade de manière à déterminer le moment le plus

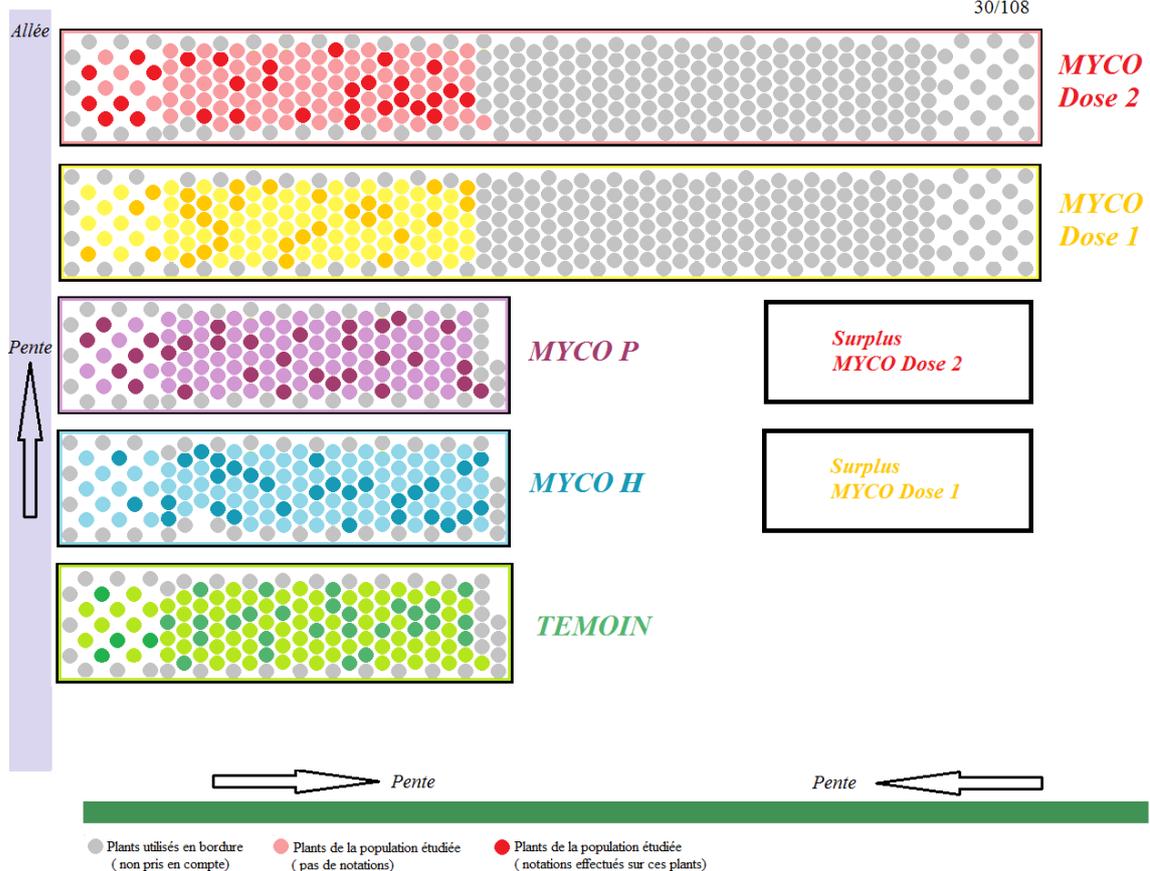


Figure 24 : Plan d'expérimentation en phase 2 :

En gris : plants utilisés en bordure; en couleur clair : plants faisant parti de la population étudiée et; en couleur foncé : plants utilisés pour les notations. 30 plants sont utilisés pour les notations sur des populations de 108 rosiers.



Figure 25 : Expérimentation en phase 2 :

De gauche à droite, modalités Dose2, Dose1, P, H et, Témoin. Photo : Alexandre LEGRAIN.

approprié pour apporter les champignons endomycorhiziens, comparativement avec une inoculation au stade bouture.

► Choix du dispositif expérimental

Lors de cette deuxième phase, cinq modalités ont été étudiées : la modalité témoin, la modalité dose1 ainsi que la modalité dose2 de l'expérience précédente. A celles-ci, ont été ajoutées deux modalités inoculées au moment du repotage appelées « H » et « P ».

La culture se réalise en extérieur sur bâches. Une irrigation par aspersion est réalisée une à deux fois par jour. Les pots sont regroupés par modalité et placés selon un gradient de pente dans l'ordre suivant (du bas vers le haut) : Dose2, Dose1, P, H et Témoin (figure 24). Pour chaque modalité, une population de 108 rosiers est mise à disposition. L'essai étant réalisé à l'extérieur, sur une parcelle présentant une légère pente et avec des pots figés pendant toute la culture, il est choisi de prendre en compte une bordure d'un pot autour de chaque modalité. Les modalités sont séparées entre elles par un espacement modéré permettant le passage à pied (figure 25).

► Méthodologie d'inoculation

L'inoculation de la modalité « H » se fait juste après le repotage, par pulvérisation manuelle, pot par pot, de la solution hydrosoluble utilisée en phase 1 (figure 26). L'inoculation de la modalité « P » est réalisée au moment du repotage en positionnant manuellement le produit au fond du pot (juste avant le rosier et la mise en place de copeaux de bois (figure 26)) pendant le repotage (figure 26). Ces deux modalités étaient des témoins de la phase 1.

► Variables suivies

Plusieurs notations ont été effectuées sur les 5 modalités au cours de la phase 2. Les variables étudiées ont été déterminées en prenant en compte les critères de qualité du producteur et dans le but de mettre en évidence d'éventuels effets des mycorhizes à ce stade.

Ces variables sont suivies à 4 dates : T3, T4, T5 et T6. D'autres notations sont prévues d'ici à fin octobre. Les variables étudiées sont quantitatives ou qualitatives et sont présentées dans le tableau (tableau II).

La notation à T3 juste après l'inoculation des modalités P et H a pour but (1) de vérifier que les 3 modalités (témoin, P, H) sont identiques entre elles avant l'application des champignons endomycorhiziens et ainsi s'assurer que si des différences entre modalités sont observées en fin d'essai, elles sont bien dues aux mycorhizes et non pas à des différences présentes dès le début de l'essai et (2) de comparer les modalités témoin, Dose1 et Dose2.

Lors de chaque passage et pour chaque modalité, les notations ont porté sur 30 rosiers choisis au préalable de manière aléatoire à l'aide du logiciel statistique R. Pour cela des coordonnées sont



Figure 26 : Cuve utilisée pour l'inoculation (en haut) et chaîne de rempotage (en bas) avec mise en place du plant (à gauche) et de ses copeaux de bois (à droite):

Photos : Alexandre LEGRAIN.

Tableau II: Variables suivies au cours de la phase 2 :

Quatre dates de notation sont réalisées de T3 à T6. En rouge (X), dates à laquelle les variables concernées ont présentés des différences significatives.

VARIABLES	TYPE DE VARIABLES	NOMBRE ECHANTILLONS PAR MODALITE	DATES DE NOTATIONS			
			Phase 2			
			T3	T4	T5	T6
Développement aérien	Qualitative	30	X	X	X	X
Intensité de couleur du feuillage	Qualitative	30	X	X	X	X
Chlorose (quelques feuilles, présence-absence)	Qualitative	30	X	X	X	X
Hauteur de la plante	Quantitative	30	X	X	X	X
Diamètre de la plante	Quantitative	30		X	X	X
Nombre de boutons floraux	Quantitative	30	X	X	X	X
Nombre de fleurs	Quantitative	30		X	X	X
Nombre de plants non conformes	Quantitative	108 plants et, parcelle entière	X	X	X	X

assignées à chaque rosier puis un tirage aléatoire sans remise est effectué sous R. Ces rosiers sont identifiés sur place avec des étiquettes de couleur puis utilisés pour toutes les dates de notation.

Toutes les variables ont été suivies à chaque date, excepté le « nombre de fleurs » et le « diamètre des plants » qui n'ont pas été suivies à T3.

3.2 Méthode d'analyse statistique

Les données obtenues lors de ces deux phases d'expérimentation sont ensuite analysées à l'aide de tests statistiques réalisés avec le logiciel R. C'est un logiciel open source (code source gratuit et disponible publiquement, liberté de le modifier et de le redistribuer), utilisé pour la recherche (R-project, 2014).

Après installation, lors des tests, il est utilisé en fonction des besoins les packages suivants: « Rcmdr » (R commander), « splines », « car » et « RODBC » (Labatte, 2008). Les tests présentés par la suite prennent en compte le fait que nous sommes en présence d'au moins trois modalités (Témoin, Dose1 et Dose2). Ils sont présentés selon le fait que les variables étudiées soient quantitatives ou qualitatives.

3.2.1 Cas des variables quantitatives

Concernant les variables quantitatives, il est réalisé une ANOVA (ANalysis Of VAriance) en présence d'indépendance des données (prise en compte par le protocole expérimental), d'égalité des variances (homoscédasticité) (test de Bartlett) et, d'une distribution des résidus qui suit une loi normale (test de Shapiro-Wilk) (annexe I). Suite à l'ANOVA, un test de Tukey est effectué car les résidus suivent une loi normale. Ce test permet d'effectuer des comparaisons multiples, donc, de déterminer quelles distributions sont significativement différentes.

Si les conditions d'applications de l'ANOVA ne sont pas réunies, il est alors effectué un test non-paramétrique de Kruskal-Wallis. Suite à ce test, une comparaison multiple est effectuée grâce au test de Wilcoxon (« pairwise.wilcoxon.test ») (Hervé, 2014 ; Labatte, 2013).

3.2.2 Cas des variables qualitatives

Lors de variables qualitatives, il est choisi d'effectuer un test du Khi-deux. En présence de faibles effectifs théoriques (effectifs inférieurs à 5), il est réalisé des regroupements. Il n'est donc pas appliqué de corrections (Yates par exemple) au Khi-deux. Un test de Fisher est ensuite systématiquement réalisé pour nous conforter dans nos résultats étant donné la faible taille de nos échantillons ($n = 30 < 40$) (Labatte, 2010 ; Maumy-Bertrand, 2011).

Des comparaisons deux à deux sont ensuite réalisées via la méthode de Bonferroni (annexe II). Cette méthode prend un risque de première espèce inférieur à 5% pour chaque comparaison deux à deux. Le taux d'erreur global reste ainsi raisonnable. Le risque pris pour chaque comparaison est alors de : $\alpha / k_{\text{populations}}$. Cette méthode, conseillée en présence de trois à quatre niveaux (maximum) étudiés par facteurs, convient à notre situation (notations de 0 à 3). Au-delà de quatre niveaux cette méthode accepte trop souvent l'hypothèse nulle (Baccini, 2010 ; Millot, 2008).

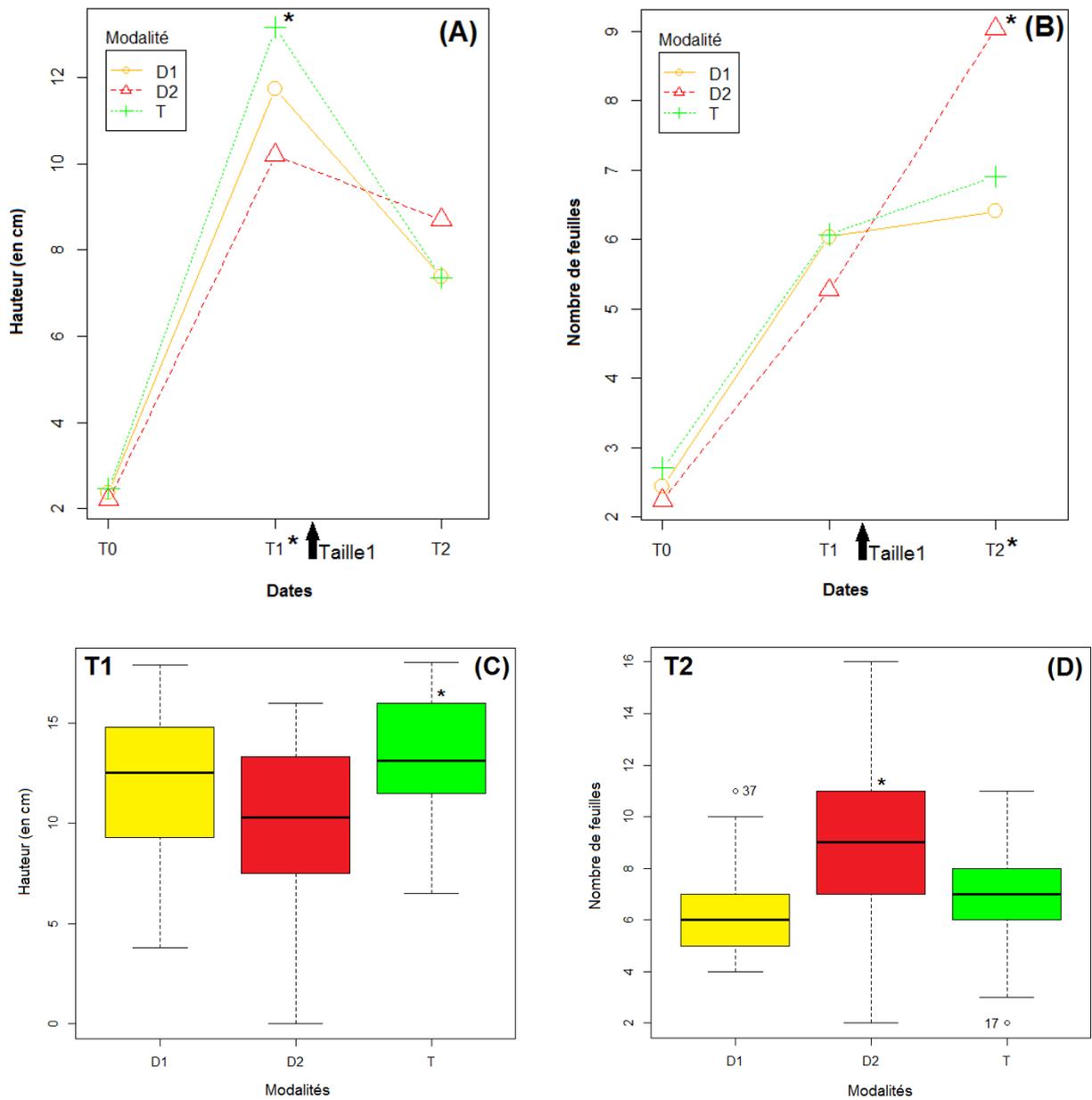


Figure 27 : Hauteur moyenne des plants (A) et du nombre moyen de feuilles (B) au cours de la phase 1 :

Boîtes de dispersion de la hauteur des plants à T1 (C) et, nombre de feuilles à T2 (D). T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. Remarque : une taille est réalisée après T1. n=30.

4 Résultats

L'ensemble des tests statistiques utilisés ainsi que leurs p-values obtenues sont présentés dans les tableaux en annexe (annexe III, annexe IV, annexe V, annexe VI, annexe VII, annexe VIII).

4.1 Au cours de la phase I

4.1.1 Variables quantitatives (annexes III et IV)

► Variables suivies tout au long de l'essai

Concernant la hauteur (figure 27, A), aucune différence n'est observée à T0. Par la suite, l'ensemble des modalités se développent avec, à T1, la modalité témoin qui est significativement plus grande que la modalité Dose2 (figure 27, C, test de Kruskal-Wallis : p-value de $1,56.10^{-2}$). Ensuite, une première taille est effectuée avant reprise de croissance des plants jusqu'à T2 où, aucune différence n'est détectée. A cette date, la modalité Dose 2 tend cependant à se démarquer positivement des autres modalités.

Le nombre de feuilles (figure 27, B) ne présente aucune différence significative à T0. Au cours de la culture, ce nombre croît constamment. A T1 il n'y a pas de différences significatives, cependant la modalité Dose2 semble présenter un nombre réduit de feuilles. A T2, après la première taille, la modalité Dose2 présente un nombre de feuilles significativement supérieur aux deux autres modalités (figure 27, D, test de Kruskal-Wallis : p-value de $2,89.10^{-4}$).

Au cours de la phase 1, le nombre de folioles jaunes (chlorose) ou desséchées (figure 28, A) ne présente quant à lui aucune différence significative. Cela se constate par exemple à T2 (figure 28, B). Au cours du temps, ce nombre évolue à la hausse pour chaque modalité.

► Variables suivies à T2

● Résultats du passage à l'étuve

Les résultats à T2, issus du passage à l'étuve mettent en évidence que la modalité Dose2 présente un poids frais (figure 29, B) et sec (figure 29, A) significativement supérieure à la modalité Dose1. Ces différences sont caractérisées par des p-values de $1,00.10^{-2}$ (poids frais) et $1,172.10^{-2}$ (poids sec) obtenues suite à un test de Kruskal-Wallis sur les trois modalités. Ces valeurs ont permis de déterminer la teneur moyenne en eau pour la modalité Témoin (67% d'eau), Dose1 (71%) et Dose2 (69%). Cette teneur en eau tend à être plus importante pour les plants inoculés.

● Résultats du laboratoire

Les résultats du laboratoire ont mis en évidence que le Témoin (n = 5) ne présente pas de symbiose mycorhizienne.

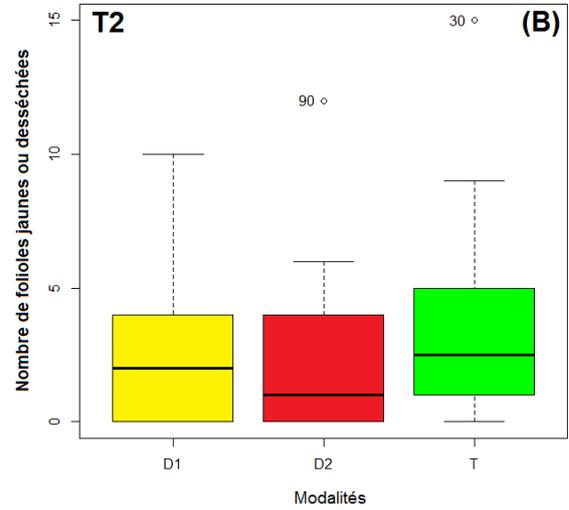
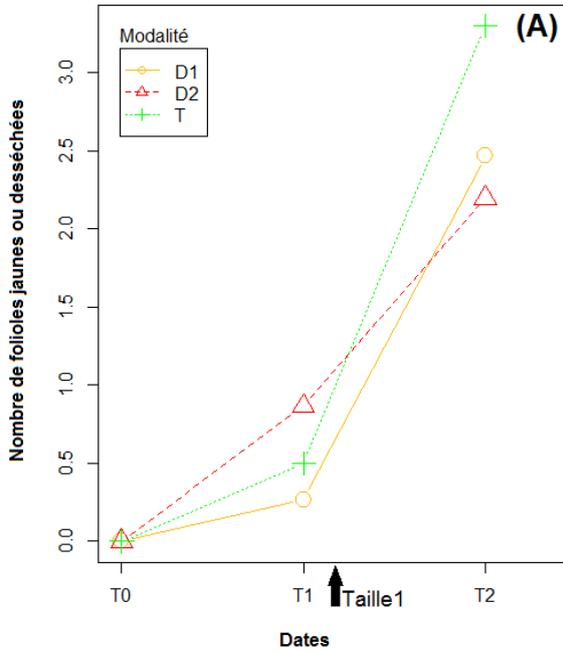


Figure 28: Nombre moyen de folioles jaunes ou desséchées au cours de la phase 1 (A) ainsi qu'à T2 (B) (boîtes de dispersion):

T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. Remarque : une taille est réalisée après T1. n=30.

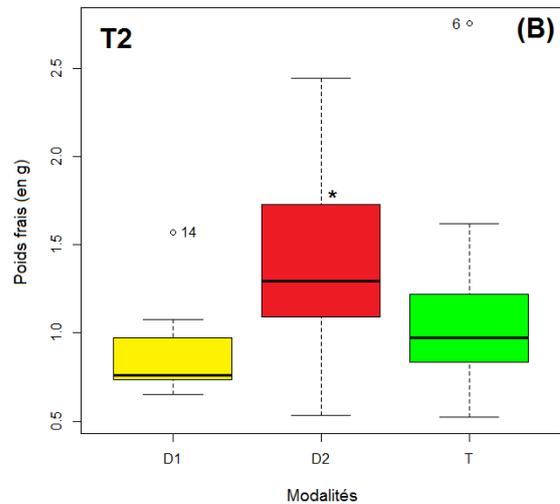
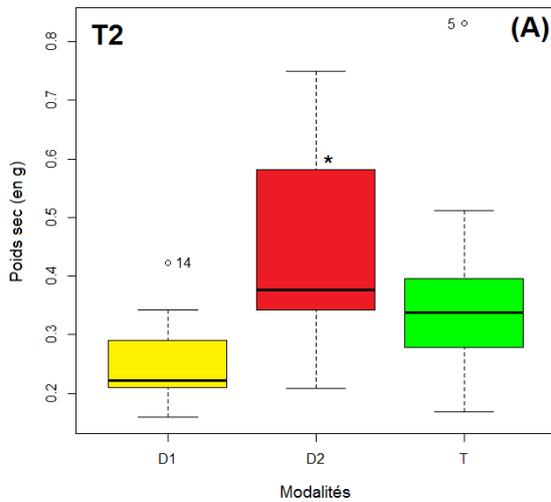


Figure 29 : Poids sec (A) et poids frais (B) de rosiers à T2 (phase1):

Représentation en boîtes de dispersion (boxplot : médiane, quartiles). T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. Remarque : une taille est réalisée après T1. n=30.

Concernant les modalités inoculées ($n = 10$), le nombre de plants mycorhizés est de 70% pour la Dose1 et de 30% pour la modalité Dose2. Respectivement, le taux moyen de colonisation racinaire (global) est de 15,5% et 7,7%. Cependant, hors plants non-mycorhizés, ce taux passe à 22,14% (Dose1) et 25,67% (Dose2) (figure 30). Le taux maximal de mycorhization obtenu est de 60% pour la Dose1 et de 43% pour la modalité Dose2.

- Pertes en culture

A la fin de cette première phase de culture, les plants non-utilisables par la suite sont dénombrés (figure 31). Ces pertes tendent à être plus importantes pour les modalités inoculées, notamment pour la modalité Dose1.

4.1.2 Variables qualitatives (annexe V)

En ce qui concerne les variables qualitatives, certaines comme le développement racinaire n'ont présenté aucune différences significatives que ce soit à T0, T1 (figure 32, A) ou T2. Le développement aérien n'expose aucune différence significative à T0 (figure 32, B) cependant, il en présente par la suite à T1 (figure 32, C) ou le Témoin est significativement plus développé que la modalité Dose2 (Khi-deux, p -value : $2,21 \cdot 10^{-2}$ et ; test exact de Fisher, p -value : $2,23 \cdot 10^{-2}$). A T2 (figure 32, D) c'est au contraire la modalité Dose2 qui est significativement plus développée que les deux autres modalités (Khi-deux, p -value : $1,82 \cdot 10^{-3}$ et ; test exact de Fisher, p -value : $5,44 \cdot 10^{-3}$).

Au cours de cette première phase d'expérimentation nous avons donc tout d'abord à T1 un faible développement de la modalité Dose2 par rapport au Témoin (développement aérien (figure 32, C), hauteur (figure 27, A)). Par la suite, à T2, c'est cette modalité Dose2 qui s'avère la plus intéressante avec un développement aérien (figure 32, D), un nombre de feuilles (figure 27, D), un poids frais (figure 29, B) ainsi qu'un poids sec (figure 27, A) significativement plus élevé qu'une ou deux des autres modalités.

4.2 Au cours de la phase2 (annexes VI, VII et VIII)

4.2.1 Variables quantitatives

Au cours de la deuxième phase d'expérimentation il est observé des différences au niveau du diamètre moyen des plants (figure 33, A), du nombre moyen de boutons floraux (figure 33, B), ainsi qu'au niveau du taux moyen de plantes mycorhizés (figure 34, A).

Le diamètre moyen des plants présente des différences significatives dès T4 (figure 33, C ; Kruskal-Wallis : p -value de $7,34 \cdot 10^{-5}$) avec un diamètre plus important des modalités Dose1 (par rapport à P et H) et Dose2 (par rapport à P). Après la première taille de cette phase, à T5 (figure 33, D), la modalité Dose1 tend à se différencier des autres modalités, notamment de la modalité Témoin (ANOVA : p -value de $1,56 \cdot 10^{-2}$). Aucune différences n'est observé à T6.

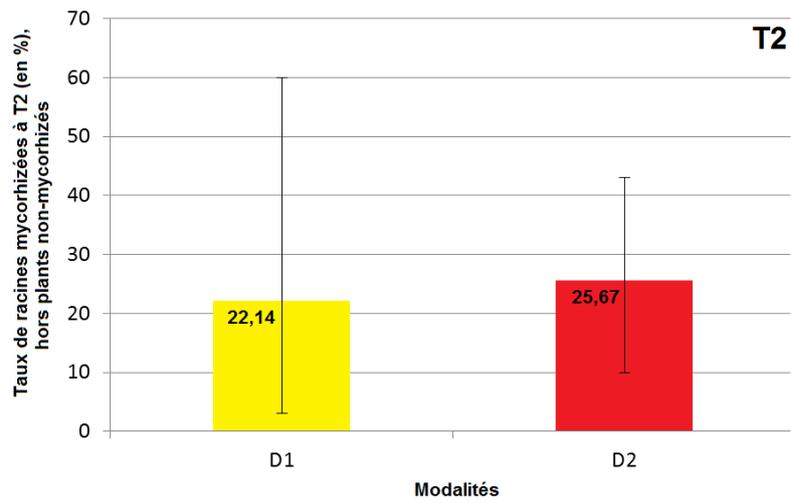


Figure 30 : Taux moyen de racines mycorhizées à T2:

Données représentés en taux (%) de racines colonisés. Hors plants non-mycorhizés. D1 : Dose1, D2 : Dose2. n = 10.

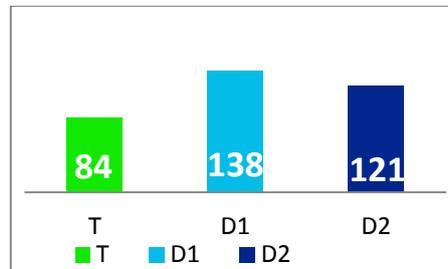


Figure 31 : Plants non-conformes (pertes) en phase 1:

T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2.

Le nombre moyen de boutons floraux ne présente pas de différences significatives que ce soit à T3 ou T4 (figure 33, A). A cette dernière, la modalité Dose1 tend cependant à prendre le dessus. Après la taille1, à T5 (figure 33, E), la Dose1 présente un nombre de boutons floraux significativement plus élevé que les modalités Dose2, H et P. La modalité Témoin en présente quant à elle plus que la modalité P. Après la taille2, à T6, aucune différence n'est détectée.

Aucunes différences significatives ne sont détectées au niveau de la hauteur des plants au cours de la phase 2 (figure 33, E).

Concernant le nombre moyen (en %) de plants présentant des feuilles chlorosées (figure 34, A), des différences significatives sont présentes dès T3 (figure 34, B). A cette date les modalités Témoin et P présentent plus de plants avec des feuilles chlorosées que les modalités Dose1 et Dose2 (Khi-deux, p-value : $2,29.10^{-6}$ et ; test exact de Fisher, p-value : $4,85.10^{-7}$). Après la première taille, à T4, la Dose2 voit son nombre de plants avec des feuilles chlorosées exploser (figure 34, C), rejoignant ainsi le Témoin aux alentours de 50% de plants. Ces deux modalités sont d'ailleurs significativement plus élevées que la modalité Dose1 (Khi-deux, p-value : $4,27.10^{-3}$ et ; test exact de Fisher, p-value : $2,38.10^{-3}$). Par la suite, à T5 puis à T6, ce taux moyen chute pour l'ensemble des modalités, descendant ainsi en dessous des 20% à T6 (figure 34, A).

4.2.2 Variables qualitatives (annexe VIII)

Au cours de la phase 2, le développement aérien est suivi (figure 35). Aucune différence n'est détectée à T3, T5 et T6. A T4 (figure 35, B) les modalités Dose1 et Dose2 présentent un développement aérien significativement plus important que celui de la modalité P.

Concernant l'intensité de la couleur du feuillage, tout au long de la phase 2 aucune différence n'est mise en évidence (exemple à T6, figure 36).

De manière générale, cette deuxième phase d'expérimentation débute à T3 par un meilleur développement des modalités Dose1 et Dose2 présentant un nombre réduit de plants aux feuilles chlorosées (figure 34, B). Par la suite, à T4, c'est la modalité Dose1 qui est la plus intéressante avec son fort développement aérien (figure 35, B), son diamètre important (figure 33, C), ainsi que son faible nombre de plants aux feuilles chlorosées (figure 34, C). A T4 la modalité Dose2 reste cependant intéressante pour la variable développement aérien (figure 35, B) et diamètre moyen des plants (figure 33, C). Après taille, à T5, la modalité Dose1 surpasse la Dose2 avec notamment un diamètre et un nombre moyen de boutons floraux significativement élevés. A T6, après la seconde taille manuelle, plus aucune différence significative n'est observé (figure 33, A et B ; figure 34, A ; figure 35, D ; figure 36).

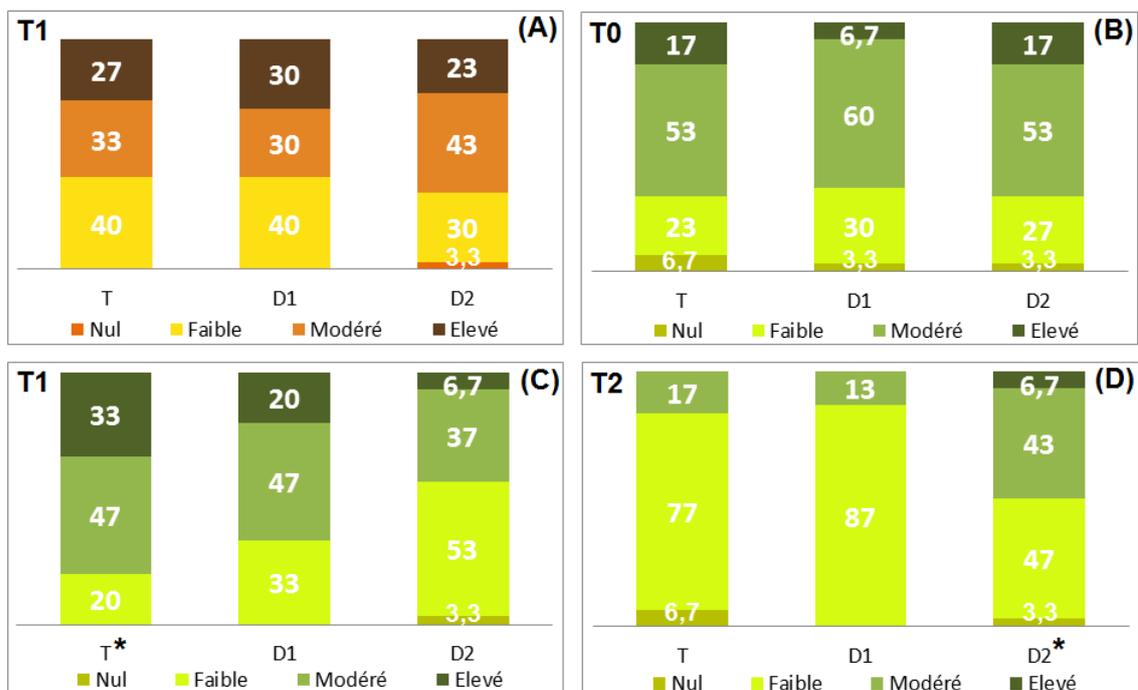


Figure 32 : Développement racinaire (A: T1) et développement aérien (B: T0, C: T1, et D: T2) de rosiers en phase 1:

Développement racinaire et aérien (en %) selon une échelle de notation allant de « nul » (aucun à très faible développement) à « élevé » (fort développement aérien). *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. Remarque : une taille est réalisée après T1. n=30.

5 Discussion

5.1 Inoculation en phase 1 : Témoin, Dose1 et Dose2

Initialement, à T0, aucune différence significative n'est observée entre modalités. Chacune d'entre elles présentant les mêmes conditions de culture il est alors accepté que les différences rencontrées par la suite sont dues aux champignons mycorhiziens.

Des différences sont détectées dès T1 où la modalité Dose2 présente un développement moindre. La croissance (hauteur et développement aérien) atténuée de cette modalité face au Témoin serait la résultante de la mise en place de la symbiose. En effet, dans les premiers stades de développement du champignon, un grand volume de sol lui est disponible. Il réalise alors une croissance intensive nécessitant un apport conséquent en lipides et glucides. De par le stade de développement du jeune plant, ce besoin du champignon porte légèrement préjudice à la culture. Il est d'autant plus important que la plante ne reçoit alors aucun bénéfice hydrique ou minéral.

Ensuite, à T2, la modalité Dose2 présente un développement accru (nombre de feuilles, développement aérien, poids sec et frais) par rapport au Témoin. Cette observation traduit la mise en place de la symbiose.

L'observation précoce de cette différence a sûrement été favorisée par une erreur technique au cours de la culture. Avant cette notation à T2 (semaine 13-14) un apport trop important en bicarbonates lors de l'arrosage s'est produit. Connu habituellement pour fragiliser le système racinaire il est perçu comme un stress par les plants (Hamon J., communication personnelle). Ces résultats acquiescent l'idée communément admise dans la littérature soutenant que la symbiose mycorhizienne permet une résistance accrue aux conditions de culture défavorables (Carignan, 2008; Cartmill et al., 2007; Pinior et al., 2005). Ces résultats nous permettent de proposer l'utilisation de la symbiose mycorhizienne pour parer à d'éventuelles défaillances lors de la culture.

Au cours de la deuxième phase d'expérimentation, les modalités inoculées se distinguent du Témoin par un nombre réduit de plants possédant des feuilles chlorosées (Dose2 à T3 ; Dose1 à T3 et T4) ainsi qu'un diamètre moyen significativement plus important (Dose1 à T5).

Etant donné l'apport notable d'éléments minéraux apportés à la plante par cette symbiose, il est naturel que ces chloroses, résultant possible d'une carence, soient présentes en moindre mesure sur les modalités inoculées. La littérature nous conforte dans nos résultats avec des données similaires (exemple de *G.intraradices* sur arganier) (Nouaïm et Chaussod, 1997).

Au cours de cette phase de culture en pots, certaines variables telles que le nombre de fleurs ne présente pas de différences entre modalités. Cela est dû à une taille systématique de ces dites fleurs non recherchées par le producteur lors de la culture. Il en est de même pour la hauteur des plants.

A la fin de cette phase, aucune variable étudiée, hormis le nombre de boutons floraux, ne présente de différences à T6. Cette uniformisation des modalités peut être due aux tailles répétées ainsi qu'aux conditions optimales de culture. En effet, il est possible que le stress subi lors du rempotage s'étant dissipé, les avantages conférés par la symbiose mycorhizienne soient atténués.

Alors que le bilan de la phase 1 présente la modalité Dose2 comme la plus avantageuse, il en est

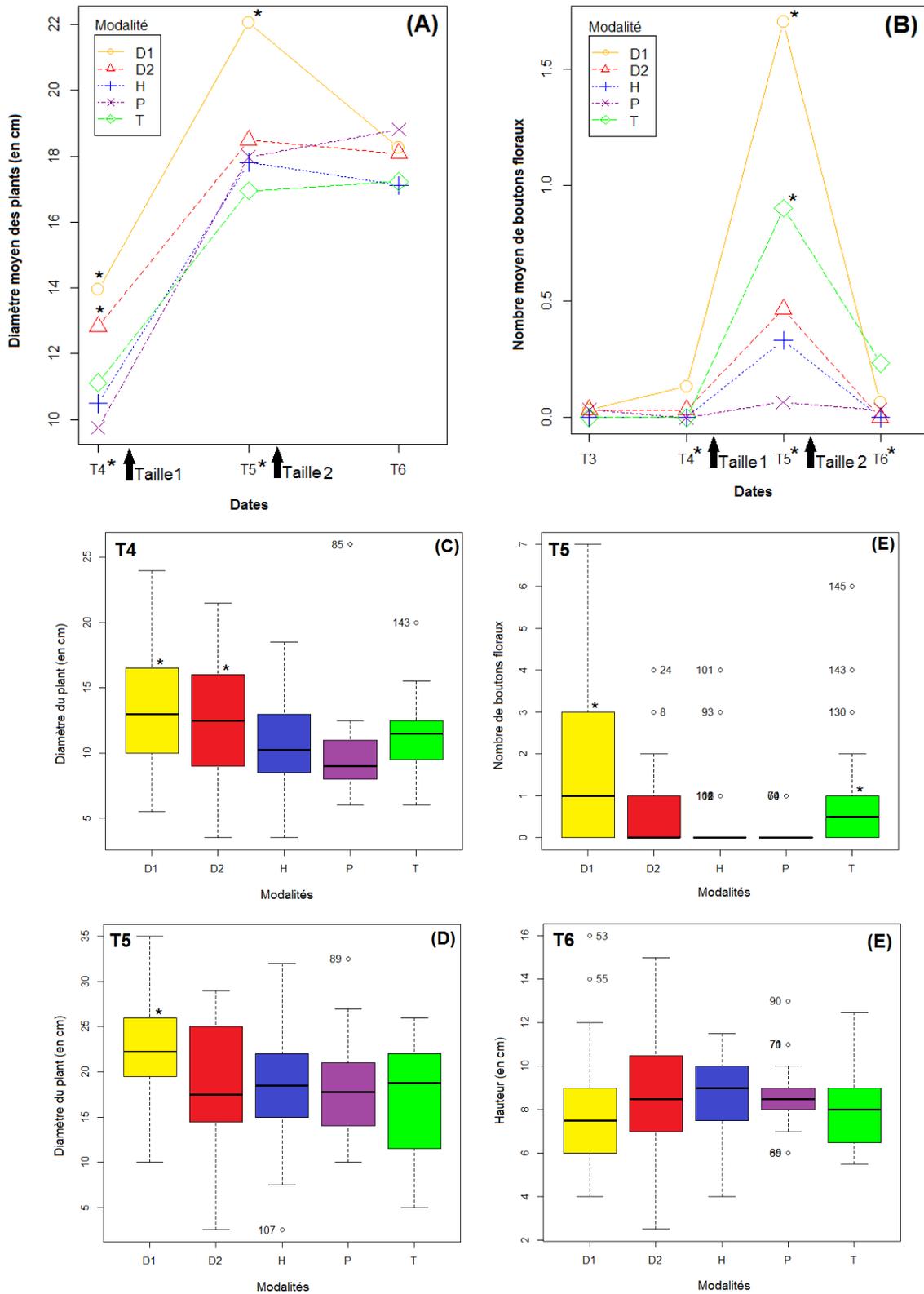


Figure 33 : Diamètre (A, C: T4, D: T5), nombre moyen de boutons floraux (B, E: T5) et hauteur (E : T6) au cours de la phase2 :

T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. Remarque : T3 correspond au rempotage des rosiers en pots de 2 litres de plus, une taille est réalisée après T4 et T5. n=30.

autrement pour la seconde phase ou c'est la modalité Dose1 qui est la plus attrayante. La prise en compte d'autres données tel que le taux de plants mycorhizés (Dose1 : 70% ; Dose2 : 30%) ainsi que le taux moyen de colonisation racinaire sur l'ensemble de chaque modalités (Dose1 : 15,5% ; Dose2 : 7,7%) présentent aussi la modalité Dose1 comme la plus efficace. Les résultats favorables de cette dernière sont néanmoins à nuancer par des pertes légèrement plus élevés en fin de phase 1.

Sur l'ensemble du cycle de culture il est donc conclu que c'est la modalité Dose1 la plus avantageuse, que ce soit par rapport à l'inoculation ou, les effets issus de la symbiose.

Cette symbiose (Dose1) réalisée sur un nombre conséquent de plants peut être due à l'apport réduit d'algues lors de l'inoculation. En restant modérés, ces algues pourraient ne pas altérer l'apport du champignon à l'aide de la rampe d'aspersion.

La modalité Dose2 présente aussi un intérêt. En effet, cette dernière est la seule à être à ce jour une solution pour parer d'éventuelles défaillances lors de la culture en plaques alvéolées. En outre, les effets majeurs de cette modalité ne sont dus qu'à un taux réduit de plants ayant établi la symbiose mycorhizienne. Il serait alors intéressant d'accroître ce taux de plants mycorhizés pour observer pleinement les effets de cette symbiose.

5.2 Inoculation en phase 2 : Témoin, P et H

Au cours de la deuxième phase d'expérimentation deux modalités sont ajoutées, la modalité P et la modalité H. Elles ont pour but de permettre la détermination du moment opportun d'inoculation (H), l'évaluation de l'impact de la forme sous laquelle le champignon est apporté (P et H), ainsi que l'effet de la concentration en champignon utilisé. L'absence de résultats concluants s'explique par l'inoculation récente de ces plants. La symbiose mycorhizienne n'ayant pas eu le temps nécessaire à sa mise en place, aucun effet n'est alors observé.

Seul un nombre réduit de boutons floraux (T5) pour la modalité P par rapport au Témoin a été détecté. La floraison étant un critère que les producteurs souhaitent réduire lors du cycle de culture, ces résultats iraient en faveur de la modalité P. La poursuite de cette étude est indispensable pour caractériser les effets à venir de cette symbiose.

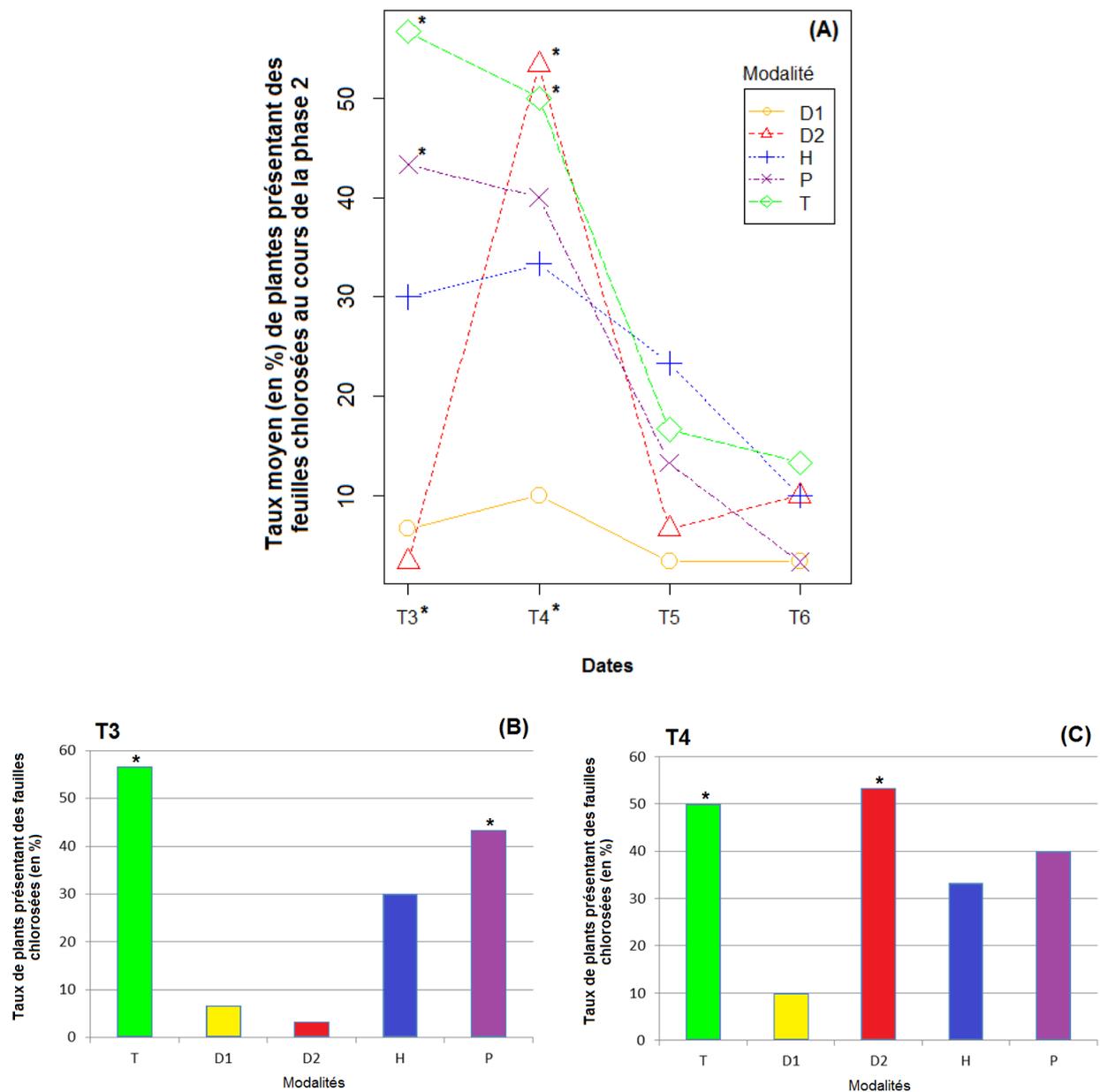


Figure 34 : Taux de plants (en %) présentant des feuilles chlorosées au cours de la phase 2 (A):

Variable noté en fonction de la présence/absence de feuilles chlorosés (jaunes). Présentation détaillé des résultats à T3 (B) et T4 (C). T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. n=30.

6 Conclusion

Cette étude a permis d'acquérir des références techniques et scientifiques sur l'interaction rosier Emera – *Glomus intraradices* dans un cycle de culture spécifique.

Concernant la méthode d'inoculation, la technique par aspersion c'est avérée engendrer une inoculation hétérogène des plants, notamment pour la modalité Dose2. La dose utilisée pour la modalité Dose1 est alors à privilégier pour obtenir une inoculation de la culture la plus homogène possible. Cette dernière doit cependant être améliorée en testant par exemple une concentration légèrement plus faible en propagules (dans un même volume) ou, en augmentant le volume utilisé.

La date optimale d'apport du champignon mycorhizien ne peut pas être déterminé pour le moment, il est nécessaire d'observer de plus amples effets pour les modalités P et H.

Des effets de la symbiose mycorhizienne ont été remarqués. C'est la modalité Dose2 qui présente un meilleur développement en phase 1 (nombre de feuilles, poids sec, poids frais), alors que par la suite, c'est la modalité Dose1 qui est la plus intéressante (diamètre moyen, moins de chloroses).

Au vu de ces multiples résultats la modalité Dose1 paraît la plus performante à la fin de la phase 2 que ce soit par rapport à l'inoculation ou aux effets observés. Étant donné l'évolution sans cesse des relations entre le champignon et la plante, il serait nécessaire de suivre l'évolution de ces modalités notamment à la plantation chez le consommateur. Ce stade impliquant une plantation en pleine terre, les interactions plante – champignon risquent d'être une nouvelle fois modifiées (volume de sol exploitable par le champignon), modifiant ainsi temporairement les effets de la symbiose. D'autre part, une étude plus poussée serait nécessaire pour obtenir de meilleurs taux de racines mycorhizées ainsi qu'une inoculation plus homogène (mécaniser l'inoculation).

Concrètement, pour les producteurs, cette étude a permis de mettre en évidence qu'il peut être préconisé l'utilisation de la modalité Dose2 lors de la culture en plaque alvéolées pour contrer des défaillances en production. Il est cependant nécessaire de perfectionner l'homogénéité du taux de plants mycorhizés. Au cours de la culture en pots, il peut être préconisé l'utilisation de la modalité Dose1 qui présente un développement accru notamment lors du rempotage. Cet apport serait aussi susceptible de conférer une résistance accrue aux conditions de stress rencontrées lors d'éventuelles défaillances.



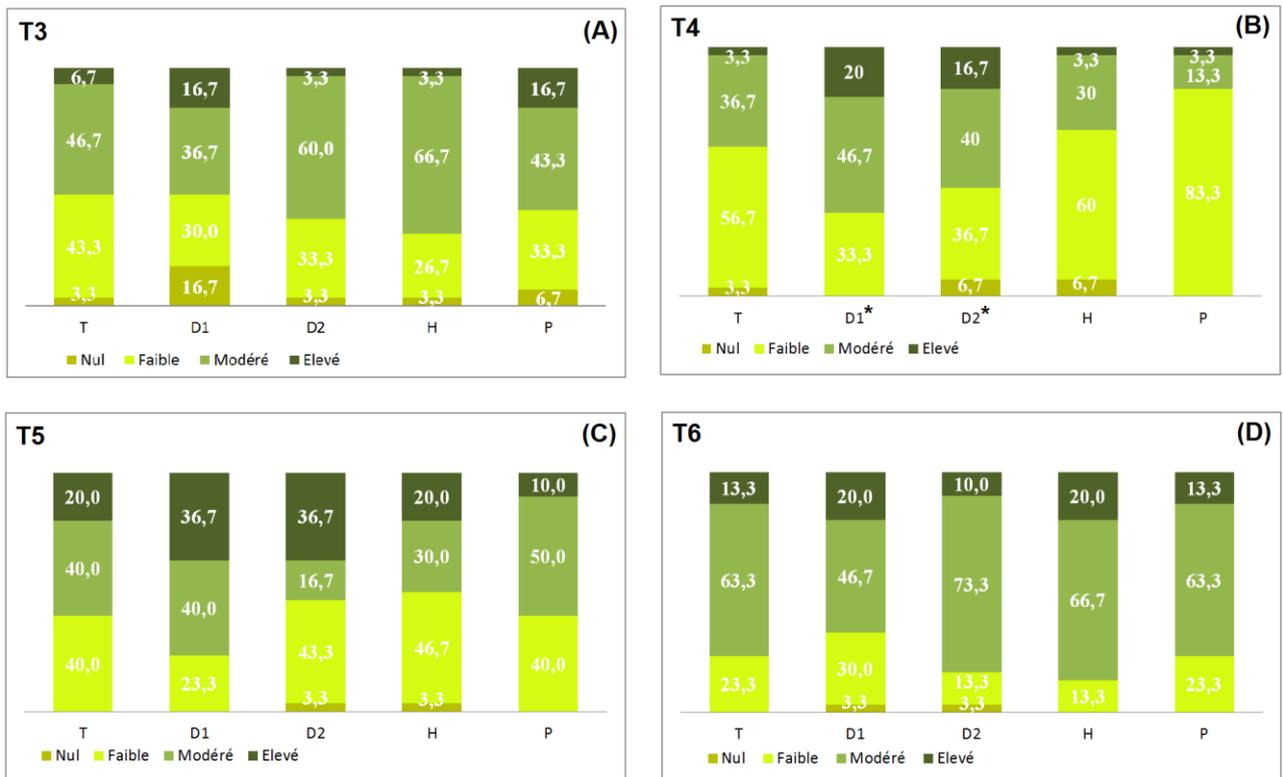


Figure 35 : Développement aérien (en %) au cours de la phase 2:

Variable qualitative ayant des notations allant d'un développement faible à élevé. T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. n=30.



Figure 36 : Intensité de couleur du feuillage à T6 :

Variable qualitative ayant des notations allant ici de 1 à 3. T : Témoin, D1 : Dose1, D2 : Dose2. *: moyenne significativement différente (plus élevée) qu'une autre moyenne. n=30.

7 Partie optionnelle : Expérimentation sur Géranium lierre, Rose d'Inde et Impatiens

En parallèle au stage il a été réalisé une étude sur Géranium Lierre (*Pelargonium peltatum*), Rose d'Inde (*Tagetes erecta*) et Impatiens (*Impatiens walleriana*). Cette étude a débuté chez monsieur Boisbouvier, horticulteur situé à Marigné (49), puis c'est poursuivi à Nova-Flore.

La première partie est réalisée sous serre (Géranium) et sous tunnel (Impatiens et Rose d'Inde) à Marigné. A ce stade, deux modalités sont suivies : Témoin et Mycorhizé. La culture se réalise en godets avec un arrosage automatique par aspersion.

Deux dates de notation sont réalisées (T0 le 31/03/14 et, T1 le 24/04/14). Les critères évalués sont le développement aérien (Géranium, Impatiens, Rose d'Inde), la hauteur des plants (Géranium, Impatiens, Rose d'Inde), le diamètre des plants (Rose d'Inde), le nombre de feuilles (Géranium), le nombre de feuilles chlorosées (jaunes) (Géranium), le stade de développement du bouton floral (Rose d'Inde), le nombre de boutons floraux (Géranium, Impatiens, Rose d'Inde), le nombre de boutons floraux en cours d'ouverture (Impatiens), ainsi que le nombre de fleurs (Géranium, Impatiens).

Par la suite, 40 plants de chaque modalité et de chaque espèce sont récupérés et plantés à Nova-Flore en bac (Géranium) ou en pleine terre. Cette expérience a pour but de suivre l'évolution des plants après achat (comme chez le consommateur).

Quatre dates de notation ont été réalisées (T0, T1, T2, et T3). Les critères évalués sont la hauteur des plants (Rose d'Inde), le développement aérien (Géranium, Impatiens), le développement floral (Rose d'Inde), le nombre de boutons floraux (Géranium), le nombre de fleurs par plants ou par bacs (Géranium), le diamètre des capitules (Rose d'Inde), ainsi que l'intensité de couleur des capitules (Rose d'Inde).

Lors de cette expérience nous avons pu déterminer par exemple que la hauteur des Roses d'Inde (T3, Nova-Flore) avec mycorhizes (moyenne de 17,3cm) était significativement (test de Kruskal-Wallis, $p\text{-value} = 0,0061 < 0,05$) plus faible que la modalité Témoin (moyenne de 18,2cm). Cependant, toujours à T3, les Roses d'Inde mycorhizés présentent des capitules avec un diamètre (moyenne de 5,65cm) significativement (test de Kruskal-Wallis, $p\text{-value} = 0,034 < 0,05$) plus élevé que la modalité Témoin (moyenne de 5,38cm) (analyse réalisé sur 186 capitules de la modalité Témoin et 157 de la modalité avec Mycorhizes).

D'autres résultats n'ont pas permis de mettre en évidence des différences entre modalités, c'est le cas par exemple du nombre de fleurs sur Géranium (T2, Nova-Flore, moyenne de la modalité Témoin de 9,33 ; moyenne de la modalité avec mycorhizes de 6,85Kruskal-Wallis, $p\text{-value} = 0,097 > 0,05$).

Bibliographie

- Abidi F. (2012). Effets de la qualité de la lumière sur l'élaboration de l'architecture du rosier buisson. Doctorat Sciences agronomiques, Université de Tunis El Manar, Tunis, 122p.
- Augé R. M., Schekel K. A. et, Wample R. L. (1987). Rose leaf elasticity changes in response to mycorrhizal colonization and drought acclimation. *Physiologia Plantarum*, 70: 175–182.
- Baccini A. (2010). La procédure GLM de SAS, les commandes means et lsmeans, la méthode de Bonferroni et les graphiques d'interactions. Institut de Mathématiques de Toulouse, p.1-13.
- Blancaflor E.B., Zhao L., et Harrison M.J. (2001). Microtubule organization in root cells of *Medicago truncatula* during development of an arbuscular mycorrhizal symbiosis with *Glomus versiforme*. *Protoplasma*, 217: 154-165.
- Brewer P.B., Koltai H. et Beveridge C.A. (2013). Diverse roles of strigolactones in plant development. *Molecular plant*, 6 (1): 18-28.
- Brun R. et Mary L. (2003). La rose sous serre pour la fleur coupée, éd INRA et Astredhor, Paris, 244p.
- Brun R., Metay C., Wdziekonski C. et Gronier M.C. (2012). Evaluation of integrated pest management for rose and its consequences on flower quality. *Acta horticulturae*, 927: 245-252.
- Carignan A. (2008). Evaluation des effets de la présence des mycorhizes dans le terreau pendant et après le cycle de production d'annuelles en paniers suspendus. Québec : IQDHO, 67 p.
- Cartmill A.D., Alarcon A. et Valdez-Aguilar L.A. (2007). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance tolerance of *Rosa multiflora* cv. Burr to bicarbonate in irrigation water. *Journal of plant nutrition*, 30 (7-9): 1517-1540.
- Carlson-Nilsson B.U. et Davidson C.G. (2006). Variation in resistance to *Marssonina rosae* (lib.) died. Among different *Rosa* L. cultivars and species including three dogrose species (*Rosa* sect. *Caninae*). *Scientia Horticulturae*, 109 (4): 353-360.
- Egli S. et Brunner I. (2002). Les mycorhizes, une fascinante biocénose en forêt. *Notice pour le praticien*, 35: 1-8.
- Fontaine J., Grandmougin-Ferjani A., Hartmann M.A. et, Sancholle M. (2001). Sterol Biosynthesis by the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus intraradices*. *Lipids*, 36: 1357-1363.
- Gachomo E.W. et Kotchoni S.O. (2010). Microscopic and biochemical evidence of differentially virulent field isolates of *Diplocarpon rosae* causing black spot disease of roses. *Plant physiology and biochemistry*, 48 (2-3): 167-175.
- Gange A.C. et Smith A.K. (2005). Arbuscular mycorrhizal fungi influence visitation rates of pollinating insects. *Ecological Entomology*. 30 : 600-606.
- Garbaye J. (2013). La symbiose mycorrhizienne : Une association entre les plantes et les champignons. Quae, Synthèses, Versailles, 251p.

- García-Garrido J.-M., Lenzemo V., Castellanos-Morales V., Steinkellner S. et Vierheilig H. (2009). Strigolactones, signals for parasitic plants and arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 19:449-459.
- Garmendia I. et Mangas V.J. (2012). Application of arbuscular mycorrhizal fungi on the production of cut flower roses under commercial-like conditions. *Spanish journal of agricultural research*, 10(1): 166-174.
- Gavériaux J-P. (2012). Les glomeromycota. *Bulletin de la Société Mycologique du Nord de la France*, 92 :1-17.
- Gianinazzi S. et Wipf D. (2010). Des champignons au service des plantes. *La revue technique des Pépiniéristes Horticulteurs Maraîchers* (PHM), 521 : 9-28.
- Gullino M.L. et Garibaldi A. (1996). Diseases of roses: evolution of problems and new approaches for their control. *Acta horticulturae*, 424: 195-202.
- Helgason T., Merryweather J.W., Denison J., Wilson P., Young J.P.W. et, Fitter A.H. (2002). Selectivity and functional diversity in arbuscular mycorrhizas of co-occurring fungi and plants from a temperate deciduous woodland. *Journal of ecology*, 90: 371-384.
- Janoušková M., Seddas P., Mrnka L., van Tuinen D., Dvořáčková A., Tollot M., Gianinazzi-Pearson V., Vosátka M., et Gollotte A. (2009). Development and activity of *Glomus intraradices* as affected by co-existence with *Glomus claroideum* in one root system. *Mycorrhiza*, 19: 393-402.
- Kozlova N.V., Strunnikova O.K., Labutova N.M. et, Muromtsev G.S. (2001). Production and specificity of polyclonal antibodies against soluble proteins from the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Mycorrhiza*, 10:301–305.
- Labatte J.-M. (2013). Statistiques : Compléments de cours, 70p.
- Maillet F., Poinot V., André O., Puech-Pagès V., Haouy A., Gueunier M., Cromer L., Giraudes D., Formey D., Niebel A., Martinez E.A., Driguez H., Bécard G., et Dénarié J. (2011). Fungal lipochitooligosaccharide symbiotic signals in arbuscular mycorrhiza. *Nature*, 469: 58-63.
- Menkis A., Ihrmark K., Stenlid J., et Vasaitis R. (2014). Root-associated fungi of *Rosa rugosa* grown on the frontal dunes of the Baltic sea coast in Lithuania. *Microbial ecology*, 67 (4): 769-774.
- Meynet J. (2001). Les rosiers cultivés, une très longue histoire d'exploitation de la biodiversité seulement pour le plaisir et l'art de vivre. In Agriculture et biodiversité des plantes. Le Perche S. ; Guy P. et Fraval A. Dossier de l'environnement de l'INRA n°21, Paris, p.112-118.
- Millot G. (2008). Comprendre et réaliser les tests statistiques à l'aide de R : Manuel pour les débutants. 1 éd., De Boeck Université, Bruxelles, 705p.
- Mousain D., Matumoto-Pintro P. et Quiquampoix H. (1997). Champignons et mycorhizes en forêt : Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. Revue Forestière Française, ENGREF, Nancy, 255p.

- Nouaïm R. et Chaussod R. (1997). Effet de la mycorhization contrôlée sur la croissance de l'arganier (*Argania spinosa*) après sa transplantation en sol non désinfecté. *Al awamia*, 96 : 65-76.
- Oehl F., Sieverding E., Palenzuela J., Ineichen K. Et Alves da Silva G. (2011). Advances in *Glomeromycota* taxonomy and classification. *IMA Fungus*, 2 (2):191-199.
- Piniar A., Grunewaldt-Stöcker G., von Alten H. et, Strasser R.J. (2005). Mycorrhizal impact on drought stress tolerance of rose plants probed by chlorophyll a fluorescence, proline content and visual scoring. *Mycorrhiza*, 15 (8): 596-605.
- Rinaldi A.C., Comandini O. et Kuyper T.W. (2008). Ectomycorrhizal fungal diversity: separating the wheat from the chaff. *Fungal Diversity*, 33:1-45.
- Scagel C.F. (2000). Effects of mycorrhizal fungi on rooting in woody horticultural crops. *United states department of agriculture*, 10p.
- Scagel C. (2001). Cultivar specific effects of mycorrhizal fungi on the rooting of miniature rose cuttings. *Journal of environmental horticulture*, 19: 15-20.
- Smith S.E. et Read D.J. (2010). Mycorrhizal symbiosis. 3^{ed.}, Elsevier, New York, London, Burlington, San Diego, 769p.
- Spanu P., Boller T., Ludwig A., Wiemken A., Faccio A. et, Bonfante-Fasolo P. (1989). Chitinase in roots of mycorrhizal *Allium porrum*: regulation and localization. *Planta*, 177: 447-455.
- Spichiger R., Savolainen V.V., Figeat M., et, Jeanmonod D. (2009). Botanique systématique des plantes à fleurs: une approche phylogénétique nouvelle des angiospermes des régions tempérées et tropicales. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, collection biologie, Lausanne, 413p.
- Tisserant E., Malbreil M., Kuo A., Kohler A., Symeonidi A., Balestrini R., Charron P., Duensing N., Frei dit Frey N., Gianinazzi-Pearson V., Gilbert L.B., Handa Y., Herr J.R., Hijri M., Koul R., Kawaguchi M., Krajinski F., Lammers P.J., Masclaux F.G., Murat C., Morin E., Ndikumana S., Pagni M., Petitpierre D., Requena N., Rosikiewicz P., Riley R., Saito K., San Clemente H., Shapiro H., van Tuinen D., Bécard G., Bonfante P., Paszkowski U., Shachar-Hill Y.Y., Tuskan G.A., Young P.W., Sanders I.R., Henrissat B., Rensing S.A., Grigoriev I.V., Corradi N., Roux C., et Martin F. (2014). Genome of an arbuscular mycorrhizal fungus provides insight into the oldest plant symbiosis. *Proceeding of the National Academy of Sciences*, 111 (1): 1-6.
- Voets L., De la Providencia I.E. et, Declerck S. (2006). Glomeraceae and Gigasporaceae differ in their ability to form hyphal networks. *New Phytologist*, 172:185-188.
- Von Malek B. et Debener T. (1998). Genetic analysis of resistance to blackspot (*Diplocarpon rosae*) in tetraploid roses. *Theoretical and applied genetics*, 96: 228-231.
- Zboralski A. (2013). Principaux ravageurs et auxiliaires, intérêt des bandes fleuries pour la lutte biologique par conservation. Mémoire de master 1. Nova-Flore, 130 p.

Sitographie

BASF. Octave.

http://www.agro.basf.fr/agroportal/fr/fr/solutions_produits_et_services/configurateur_de_produit_solution/product_details_43934.html (consulté le 11/08/2014).

Biologie et multimédia. Les fruits complexes.

<http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/Fruits/complexe.htm> (consulté le 26/08/14).

Bonnardel X. (22/02/2012). Salon du végétal : la rose entre crise et espoir.

<http://www.entreprises.ouest-france.fr/article/salon-vegetal-rose-entre-crise-espoir-21-02-2012-45253> (consulté le 26/08/14).

Ecophyto. <http://agriculture.gouv.fr/Ecophyto-Kesako> (consulté le 19/05/2014)

E-phy. Produits phytosanitaires. <http://e-phy.agriculture.gouv.fr/> (consulté le 28/07/2014).

FranceAgriMer (2011). Végétaux d'extérieur : achats des français en 2010.

http://www.franceagrimer.fr/index.php/content/download/6885/39635/file/horti_exterieur_2011.pdf (consulté le 03/06/2014).

FranceAgriMer (février 2013). Bilan annuel 2012 : commerce extérieur des produits de l'horticulture.

<http://www.franceagrimer.fr/index.php/content/download/22066/180979/file/bilan%20annuel%202012%20commerce%20extérieur%20des%20produits%20de%20l'horticulture.pdf> (consulté le 03/06/2014).

FranceAgriMer (2013). La filière horticole: données 2012.

<http://www.franceagrimer.fr/index.php/content/download/27625/243716/file/STA-HOR-DonnéesFilière2012.pdf> (consulté le 12/05/2014).

Hervé M. (2014). Aide-mémoire de statistique appliquée à la biologie. <http://cran.r-project.org/doc/contrib/Herve-Aide-memoire-statistique.pdf> (consulté le 24/06/14).

Labatte J.-M. (2008). Installation de R, Rcmdr, ade4 et FactoMineR. <http://www.math.univ-angers.fr/~labatte/enseignement%20UFR/master%20MIM/installR.pdf> (consulté le 24/06/14).

Labatte J.-M. (2010). Statistiques : Rappels de cours et travaux dirigés. <http://www.math.univ-angers.fr/~labatte/enseignement%20UFR/masterTVPS/cm2010.pdf> (consulté le 30/06/2014).

Maumy-Bertrand M. (2011). Association de variables qualitatives. <http://www-irma.u-strasbg.fr/~mmaumy/enseignement/Anado/Cours13-Estimation.pdf> (consulté le 30/06/2014).

Nova-Flore. <http://www.nova-flore.com/> (consulté le 16/04/2014)

Rosiers-provence. Emera® Noack, 1989. <http://rosiers-provence.com/index.php/fr/catalogue/rosiers-tiges/196-emera-r-noack-1989>

(consulté le 30/07/2014).

R-project. The R-Project for statistical computing. What is R? <http://www.r-project.org/index.html> (consulté le 30/06/2014).

Secteur-Vert. Verdia : reprise de la roseraie Guillot par Olivier Mathis.

<http://secteurvert.com/grand-public/jardin/vegetal/exterieur/907-verdia--reprise-de-la-roseraie-guillot-par-olivier-mathis.html> (consulté le 30/07/2014).

Société française des roses. Rosiers sauvages

http://www.societefrancaisedesroses.asso.fr/fr/rosiers_et_roses/rosiers_sauvages.htm (consulté le 28/07/2014).

Tela Botanica. Rosa canina L. <http://api.tela-botanica.org/img:000196706O.jpg> et <http://api.tela-botanica.org/img:000148568O.jpg> (consulté le 28/07/2014).

Université de Laval. Agrisylviculture et communautés mycorhiziennes du sol : revue de la littérature et questions de recherche. <http://theses.ulaval.ca/archimede/fichiers/25687/ch01.html> (consulté le 22/08/14).

Wikipedia. Rosier. <http://fr.wikipedia.org/wiki/Rosier> (consulté le 23/08/14).

Annexe I: Exemple d'analyse statistique sous R pour une variable quantitative: nombre de feuilles à T2:

Avec la console :

- ANOVA à 1 facteur:

> `attach(Dataset)`#utilisation du jeu de données.

> `model=lm(nombredefeuilles~factor(modalité),data=Dataset)`#création d'un model.

> `anova(model)`#ANOVA.

Analysis of Variance Table

Response: nombredefeuilles

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
factor(modalité)	2	117.36	58.678	9.8768	0.0001363 ***
Residuals	87	516.87	5.941		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

- Test de Bartlett (homoscédasticité) :

> `bartlett.test(model$res~modalité)`

Bartlett test of homogeneity of variances

data: model\$res by modalité

Bartlett's K-squared = 12.3155, df = 2, p-value = 0.002117*

- Test de Shapiro-Wilk (normalité) :

> `shapiro.test(residuals(model)[modalité=="T"])`#test la normalité de la distribution témoin.

Shapiro-Wilk normality test

data: residuals(model)[modalité == "T"]

W = 0.9627, p-value = 0.3623

> `shapiro.test(residuals(model)[modalité=="D1"])`#test la normalité de la distribution dose1.

Shapiro-Wilk normality test

data: residuals(model)[modalité == "D1"]

W = 0.9218, p-value = 0.02983*

> `shapiro.test(residuals(model)[modalité=="D2"])`#test la normalité de la distribution dose2.

Shapiro-Wilk normality test

data: residuals(model)[modalité == "D2"]

W = 0.9735, p-value = 0.639

- Test non-paramétrique de Kruskal-Wallis :

> `kruskal.test(nombredefeuilles~modalité,data=Dataset)`

Kruskal-Wallis rank sum test

data: nombredefeuilles by modalité

Kruskal-Wallis chi-squared = 16.2961, df = 2, p-value = 0.0002893*

- **Comparaisons multiples, test de Wilcoxon:**

> **pairwise.wilcox.test(nombredefeuilles,modalité)**

Avis dans `wilcox.test.default(xi, xj, paired = paired, ...)` :

impossible de calculer la p-value exacte avec des ex-aequos

Avis dans `wilcox.test.default(xi, xj, paired = paired, ...)` :

impossible de calculer la p-value exacte avec des ex-aequos

Avis dans `wilcox.test.default(xi, xj, paired = paired, ...)` :

impossible de calculer la p-value exacte avec des ex-aequos

Pairwise comparisons using Wilcoxon rank sum test

data: nombredefeuilles and modalité

	D1	D2
D2	0.00046*	-
T	0.18176	0.00889*

P value adjustment method: holm

Annexe II: Exemple d'analyse statistique sous R pour une variable qualitative: développement aérien à T2:

Avec R-commander :

- **Test du Khi-deux (avec regroupement de classes, sans correction de Yates) :**
> `.Test <- chisq.test(.Table, correct=FALSE)#"correct=FALSE"` supprime la correction de Yates, inutile car des regroupements ont été réalisés.
> `.Test`
- **Test exact de Fisher :**
> `fisher.test(.Table)`

Avec la console :

- **Comparaisons deux à deux (avec la méthode de Bonferroni) :**
> `.Table <- matrix(c(25,5,26,4,15,15), 3, 2, byrow=TRUE)#jeu de données.`
> `rownames(.Table) <- c('T', 'D1', 'D2')`
> `colnames(.Table) <- c('1', '2')`
> `.Table #observation des données.`

	1	2
T	25	5
D1	26	4
D2	15	15

> `k<-dim(.Table)[1]`
> `proportion.1<-NULL;proportion.2<-NULL;test<-NULL;p.value<-NULL`

> `for(row1 in 1:(k-1)){for(row2 in (row1+1):k){proportion.1<-`
`c(proportion.1,dimnames(.Table)[[1]][row1]);proportion.2<-`
`c(proportion.2,dimnames(.Table)[[1]][row2]);obs<-`
`.Table[c(row1,row2),];suppressWarnings(obstheo<-`
`chisq.test(obs)$expected);n.cases.inf.5<-`
`length(which(obstheo<5));if(n.cases.inf.5==0){test<-c(test,"Chi2");p.value<-`
`c(p.value,round(chisq.test(obs,correct=TRUE)$p.value,9))}else{test<-`
`c(test,"Fisher.exact");p.value<-c(p.value,round(fisher.test(obs)$p.value,9))}}`

> `p.mult<-data.frame(proportion.1,proportion.2,test,p.value)`
> `p.mult#comparaisons deux à deux sans la methode de Bonferroni.`

	proportion.1	proportion.2	test	p.value
1	T	D1	Fisher.exact	1.00000000
2	T	D2	Chi2	0.01371083*
3	D1	D2	Chi2	0.00551541*


```
> k<-nrow(p.mult)
> k#nombre de comparaisons deux à deux.
```

```
[1] 3
```

```
> Bonferroni<-p.mult$p.value*k
> Bonferroni[which(Bonferroni>1)]=1
> p.mult2<-data.frame(p.mult,Bonferroni)
> p.mult2#comparaisons deux à deux avec la methode de Bonferroni.
```

	proportion.1	proportion.2	test	p.value	Bonferroni
1	T	D1	Fisher.exact	1.00000000	1.00000000
2	T	D2	Chi2	0.01371083*	0.04113249*
3	D1	D2	Chi2	0.00551541*	0.01654623*

Annexe III: Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T0 et T1 lors de la phase 1 en plaques alvéolées :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras.

T0	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	6,397.10 ⁻¹	2,379.10 ^{-3*}	9,375.10 ⁻¹	6,196.10⁻¹	Non
Nombre de feuilles	2,934.10 ⁻¹	8,414.10 ^{-3*}	9,903.10 ⁻¹	3,404.10⁻¹	Non
Nombre de folioles par feuilles	4,381.10 ⁻¹	2,505.10 ^{-14*}	9,833.10 ⁻¹	4,591.10⁻¹	Non
T1	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	9,851.10 ^{-3*}	1,742.10 ⁻¹ 3,899.10 ^{-2*} 1,964.10 ⁻¹	4,872.10 ⁻¹	1,559.10^{-2*}	Oui (T > D2)
Nombre de feuilles	1,617.10 ⁻¹	2,257.10 ⁻¹ 7,313.10 ^{-4*} 3,006.10 ^{-2*}	2,311.10 ⁻¹	1,092.10⁻¹	Non
Nombre de folioles par feuilles	9,285.10 ⁻¹	2.2.10 ^{-16*} 2.2.10 ^{-16*} 9.887.10 ^{-16*}	4,488.10 ⁻¹	9,002.10⁻¹	Non
Nombre de folioles jaunes ou desséchées	4,124.10 ⁻¹	2.192.10 ^{-10*} 2.943.10 ^{-11*} 1.524.10 ^{-09*}	1,176.10 ^{-3*}	3,217.10⁻¹	Non

Annexe IV: Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T2 lors de la phase 1 en plaques alvéolées :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras.

T2	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	2,134.10 ^{-2*}	7,375.10 ⁻¹ 1,353.10 ⁻¹ 6,464.10 ⁻¹	1,598.10 ^{-3*}	6,756.10⁻²	Non
Nombre de folioles jaunes ou desséchées	3,315.10 ⁻¹	4,188.10 ^{-4*} 1,492.10 ^{-3*} 1,733.10 ^{-05*}	2,048.10 ⁻¹	3,608.10⁻¹	Non
Nombre de boutons floraux	9,636.10 ⁻²	5,981.10 ^{-10*} 1,783.10 ^{-10*} 3,914.10 ^{-08*}	6,057.10 ⁻²	9,727.10⁻²	Non
Nombre de feuilles	1,363.10 ^{-4*}	3,623.10 ⁻¹ 2,983.10 ^{-2*} 6,39.10 ⁻¹	2,117.10 ^{-3*}	2,893.10^{-4*}	Oui (D2 > T et D1)
Résultats laboratoire (% de mycorhization)	2,048.10 ⁻¹	9,843.10 ^{-3*} 1,326.10 ^{-2*} 1,056.10 ^{-4*}	2,2.10 ^{-16*}	4,513.10^{-2*}	Oui
Poids sec	1,55.10 ^{-2*}	2,249.10 ^{-2*} 8,393.10 ⁻² 2,187.10 ⁻¹	1,963.10 ^{-2*}	1,172.10^{-2*}	Oui (D2>D1)
Poids frais	3,738.10 ^{-2*}	5,24.10 ^{-3*} 3,805.10 ^{-3*} 9,11.10 ⁻¹	3,285.10 ^{-2*}	1,002.10^{-2*}	Oui (D2>D1)

Annexe V: Tests réalisés pour les différentes variables qualitatives étudiés à T0, T1 et T2 lors de la phase 1 en plaques alvéolées :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras.

T0	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	9,495.10 ⁻¹	1	Non
Développement racinaire	3,98.10 ⁻¹	4,384.10 ⁻¹	Non
T1	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	2,212.10 ^{-2*}	2,232.10 ^{-2*}	Oui (T > D2)
Développement racinaire	8,617.10 ⁻¹	8,813.10 ⁻¹	Non
T2	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	1,824.10 ^{-3*}	5,442.10 ^{-3*}	Oui (D2 > D1 et T)
Développement racinaire	1,547.10 ⁻¹	1,894.10 ⁻¹	Non

Annexe VI : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T3 et T4 lors de la phase 2 en pots :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras. nd : non-déterminé (exemple : moyenne nulle).

T3	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	5,488.10⁻²	T: 3,171.10 ⁻¹ D1: 6,781.10 ⁻¹ D2: 1,213.10 ⁻¹ H: 3,686.10 ⁻¹ P: 1,727.10 ⁻¹	2,912.10 ⁻¹	8,982.10 ⁻²	Non
Nombre de boutons floraux	7,358.10 ⁻¹	T: nd D1: 7,766.10 ^{-12*} D2: 7,766.10 ^{-12*} H: nd P: 7,766.10 ^{-12*}	2,2.10 ^{-16*}	7,308.10⁻¹	Non
T4	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	3,06.10 ⁻¹	T: 3,142.10 ⁻¹ D1: 8,055.10 ^{-3*} D2: 4,53.10 ^{-2*} H: 3,593.10 ⁻¹ P: 2,085.10 ⁻¹	2,628.10 ⁻²	1,665.10⁻¹	Non
Nombre de boutons floraux	1,334.10 ^{-2*}	T: nd D1: 5,981.10 ^{-10*} D2: 7,766.10 ^{-12*} H: nd P: nd	2,2.10 ^{-16*}	1,51.10^{-2*}	Oui
Nombre de fleurs	7,358.10 ⁻¹	T: nd D1: 7,766.10 ^{-12*} D2: 7,766.10 ^{-12*} H: nd P: nd	2,2.10 ^{-16*}	71308.10⁻¹	Non
Diamètre du plant	9,197.10 ^{-5*}	T: 1,776.10 ⁻¹ D1: 4,916.10 ⁻¹ D2: 2,634.10 ⁻¹ H: 6,888.10 ⁻¹ P: 3,92.10 ^{-7*}	7,122.10 ^{-2*}	7,343.10^{-5*}	Oui (D1 > P et H ; D2 > P)

Annexe VII : Tests réalisés pour les différentes variables quantitatives étudiés à T5 et T6 lors de la phase 2 en pots :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras. nd : non-déterminé (exemple : moyenne nulle).

T5	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	1,387.10 ⁻¹	T: 2,338.10 ⁻¹ D1: 5,472.10 ^{-3*} D2: 2,432.10 ^{-2*} H: 3,679.10 ⁻¹ P: 3,802.10 ⁻¹	2,971.10 ⁻¹	2,94.10⁻¹	Non
Nombre de boutons floraux	1,11.10 ^{-5*}	T: 6,983.10 ^{-7*} D1: 7,058.10 ^{-5*} D2: 2,144.10 ^{-8*} H: 8,632.10 ^{-10*} P: 4,402.10 ^{-11*}	2,2.10 ^{-16*}	2,172.10^{-6*}	Oui (D1 > D2 et H et P ; T > P)
Nombre de fleurs	8,032.10 ⁻¹	T: nd D1: 0,00647 D2: nd H: nd P: nd	nd	7,055.10⁻¹	Non
Diamètre du plant	1,56.10^{-2*}	T: 7,575.10 ⁻² D1: 9,457.10 ⁻¹ D2: 1,613.10 ⁻¹ H: 6,82.10 ⁻¹ P: 1,395.10 ⁻¹	3,108.10 ⁻¹	1,916.10 ^{-2*}	Oui (D1 > T)
T6	ANOVA (1 facteur)	Normalité (Shapiro-Wilk)	Homoscédasticité (Bartlett)	Kruskal-Wallis	Conclusion
Hauteur	5,603.10 ⁻¹	T: 3,889.10 ^{-2*} D1: 6,116.10 ⁻² D2: 4,878.10 ⁻¹ H: 1,273.10 ⁻¹ P: 5,928.10 ⁻²	1,335.10 ^{-3*}	2,791.10⁻¹	Non
Nombre de boutons floraux	2,43.10 ^{-2*}	T: 2,393.10 ^{-9*} D1: 7,766.10 ^{-12*} D2: 1,855.10 ^{-10*} H: 1,855.10 ^{-10*} P: 7,766.10 ^{-12*}	2,2.10 ^{-16*}	1,254.10^{-2*}	Oui
Diamètre du plant	4,844.10 ⁻¹	T: 2,224.10 ^{-2*} D1: 2,386.10 ^{-7*} D2: 2,191.10 ^{-2*} H: 2,609.10 ^{-2*} P: 4,635.10 ⁻¹	8,292.10 ^{-3*}	1,783.10⁻¹	Non

Annexe VIII : Tests réalisés pour les différentes variables qualitatives étudiés à T3, T4, T5 ET T6 lors de la phase 2 en pots :

Les p-values sont présentées. Elles sont suivies du signe « * » lors de résultats significatifs. Le résultat pris en compte pour la conclusion est en gras. nd : non-déterminé (exemple : moyenne nulle).

T3	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	6,446.10 ⁻¹	6,43.10 ⁻¹	Non
Intensité de couleur du feuillage	8,271.10 ⁻²	7,983.10 ⁻²	Non
Chlorose	2,294.10 ^{-6*}	4,852.10 ^{-7*}	Oui (P et T > D1 et D2)
T4	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	8,173.10 ^{-4*}	6,692.10 ^{-4*}	Oui (D1 et D2 > P)
Intensité de couleur du feuillage	7,079.10 ⁻¹	7,127.10 ⁻¹	Non
Chlorose	4,272.10 ^{-3*}	2,379.10 ^{-3*}	Oui (D1 < D2 et T)
T5	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	2,6.10 ⁻¹	2,536.10 ⁻¹	Non
Intensité de couleur du feuillage	4,877.10 ⁻¹	5,037.10 ⁻¹	Non
Chlorose	1,429.10 ⁻¹	1,496.10 ⁻¹	Non
T6	Khi-deux	Test exact de Fisher	Conclusion
Développement aérien	3,903.10 ⁻¹	4,325.10 ⁻¹	Non
Intensité de couleur du feuillage	1,528.10 ⁻¹	1,66.10 ⁻¹	Non
Chlorose	5,152.10 ⁻¹	5,718.10 ⁻¹	Non

	Diplôme / Mention : Master / Biologie et Technologie du Végétal Spécialité : Production et Technologie du Végétal (ProTeV) Parcours : Productions Végétales Spécialisées Option : Semences et Plants
Auteur: Alexandre LEGRAIN Date de naissance* : 08/10/1991	Organisme d'accueil : Nova-Flore Adresse : ZA des Fontaines
Nb pages : 29 Annexe(s) : 8	49330 CHAMPIGNE
Année de soutenance : 2014	Maître de stage : Vincent ROULLOIS
Titre français : Evaluation de l'impact des mycorhizes sur le développement du rosier pendant son cycle de culture.	
Titre anglais : Evaluation of mycorrhizal impact on rose development during the crop cycle.	
<p>Résumé: Actuellement, les évolutions réglementaires et climatiques nécessitent le développement de techniques alternatives comme l'utilisation de champignons mycorrhiziens. Ils réalisent une symbiose avec les plantes nommée mycorhize. Cette symbiose permet un meilleur apport hydrique et minéral aux plantes et peut engendrer un meilleur développement. Pour ces raisons, le but de cette étude est de rendre fonctionnel l'utilisation des champignons mycorrhiziens en culture de rosiers Emera.</p>	
<p>Cette étude est réalisée en deux phases. La première montre, juste après inoculation, que les plants mycorrhizés sont moins développés. Cela est dû à la mise en place de la symbiose. Ensuite, une inoculation avec une forte concentration en champignon mycorrhizien produit un meilleur développement que les plants non-inoculés. La deuxième phase débute par un développement accru des plants mycorrhizés. A cet instant, une faible concentration en champignon mycorrhizien est plus intéressante qu'une forte concentration en inoculum. A la fin de cette phase, aucune différence n'est détectée.</p>	
<p>Il est nécessaire de continuer cette étude afin d'analyser l'évolution des plants mycorrhizés dans les conditions de culture utilisés par les consommateurs. De plus, il est nécessaire d'optimiser le taux de plants mycorrhizés.</p>	
<p>Abstract: Currently, regulatory and climate changes require to develop alternative techniques as mycorrhizal fungi use. They produce a symbiosis with plants named mycorrhizae. This symbiosis gives a better nutritional and hydric contribution to plants and can produce a highest development. For these reasons, the aim of this study is to make functional the use of mycorrhizal fungi to Emera Rosa crops.</p>	
<p>This study is realised in two phases. The first shows, just after inoculation, that mycorrhizal plants are less developed. This is due to symbiosis establishment. After, an inoculation with a high mycorrhizal fungi concentration produces higher developed plants than non-inoculated plants. The second phase begins with a high development of mycorrhizal plants. At this moment, a low concentration in mycorrhizal fungi is more interesting than a high inoculum concentration. At the end of this phase, no differences are detected.</p>	
<p>It is necessary to continue this study in order to analyse the evolution of mycorrhizal plants with the crop conditions used by consumers. Moreover, it is necessary to optimize the rate of mycorrhizal plants.</p>	
<p>Mots-clés : Rosier, Mycorhize, Symbiose, Bouture, Multiplication végétative, Développement, Interface sol racine.</p>	
<p>Key Words: Rose tree, Mycorrhizae, Symbiosis, Cutting, Vegetative propagation, Development, soil root interface.</p>	

