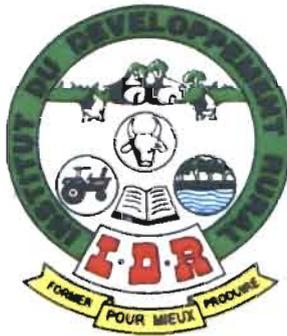


BURKINA FASO
Unité-Progrès-Justice

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR, DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE ET DE L'INNOVATION (M.E.S.R.S.I.)

UNIVERSITÉ POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO (U.P.B)

INSTITUT DU DÉVELOPPEMENT RURAL (I.D.R)



MEMOIRE DE FIN DE CYCLE

En vue de l'obtention du

DIPLOME D'INGENIEUR DU DEVELOPPEMENT RURAL

Option: Agronomie

Thème :

Utilisation des souches de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) et de *Trichoderma* comme moyen de contrôle de *Fusarium oxysporum* Jarvis et Shoemaker et *Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi *et al.* sur la tomate

Présenté par : M. Soumane COMBARY

Directeur de Mémoire : Pr Irénée SOMDA

Maîtres de stage : Pr Irénée SOMDA

Dr Kadidia SANON

Table des matières

	Pages
Dédicace	iv
Remerciements	v
Liste des sigles et abréviations	vii
Liste des tableaux et des figures.....	viii
Liste des photos.....	ix
Résumé	xi
INTRODUCTION GENERALE.....	1
CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	3
1.1. Généralités sur la tomate	4
1.1.1. L'origine de la tomate	4
1.1.2. La classification et la biologie de la tomate	4
1.1.3. L'écologie de la tomate	4
1.1.4. L'importance de la tomate.....	5
1.1.5. Les contraintes à la production de la tomate	5
1.2. Généralités sur <i>Fusarium oxysporum</i>	6
1.2.1. La classification et la biologie de <i>F. oxysporum</i>	6
1.2.2. L'écologie de <i>F. oxysporum</i>	6
1.2.3. La fusariose causée par <i>F. oxysporum</i>	7
1.2.4. Les méthodes de lutte contre <i>F. oxysporum</i>	7
1.2.4.1. La lutte chimique.....	7
1.2.4.2. La lutte génétique	7
1.2.4.3. La lutte culturale.....	8
1.2.4.4. La lutte biologique.....	8
1.3. Généralités sur <i>Ralstonia solanacearum</i>	9
1.3.1. La classification et la biologie de <i>R. solanacearum</i>	9
1.3.2. L'écologie de <i>R. solanacearum</i>	10
1.3.3. Le flétrissement bactérien causé par <i>R. solanacearum</i>	11
1.3.4. Les méthodes de lutte contre <i>R. solanacearum</i>	11
1.3.4.1. La lutte culturale.....	12
1.3.4.2. La lutte chimique.....	12
1.3.4.3. La lutte génétique	12

1.3.4.4.	La lutte biologique.....	13
1.4.	Généralités sur les mycorhizes	14
1.4.1.	Les types de mycorhizes.....	14
1.4.1.1.	Les ectomycorhizes	14
1.4.1.2.	Les endomycorhizes	14
1.4.2.	L'importance des mycorhizes.....	15
1.5.	Généralités sur <i>Trichoderma</i>	17
1.5.1.	La classification et la biologie de <i>Trichoderma</i>	17
1.5.2.	L'antagonisme de <i>Trichoderma</i> avec les pathogènes du sol	17
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES		19
2.1.	Matériel	20
2.1.1.	La présentation du site d'expérimentation en vase de végétation	20
2.1.2.	La présentation du site d'expérimentation en plein champ	20
2.1.3.	Le matériel biologique.....	21
2.2.	Méthodes	22
2.2.1.	La préparation des inocula.....	22
2.2.1.1.	La préparation de l'inoculum de CMA.....	22
2.2.1.2.	La préparation de l'inoculum de <i>Trichoderma</i>	23
2.2.1.3.	La préparation de l'inoculum de <i>F. oxysporum</i>	24
2.2.1.4.	La préparation de l'inoculum de <i>R. solanacearum</i>	26
2.2.2.	Les travaux en pépinière.....	27
2.2.2.1.	La préparation du sol de la pépinière.....	27
2.2.2.2.	Les semis	27
2.2.2.3.	L'entretien de la pépinière.....	27
2.2.3.	La mise en place et l'entretien des essais	27
2.2.3.1.	Le dispositif expérimental de l'essai en vase de végétation.....	27
2.2.3.2.	Le dispositif expérimental de l'essai en plein champ.....	28
2.2.3.3.	Le remplissage des pots.....	29
2.2.3.4.	La préparation des parcelles expérimentales	29
2.2.3.5.	Le repiquage	30
2.2.3.6.	L'entretien des essais.....	30
2.2.4.	Les inoculations.....	30
2.2.4.1.	L'inoculation des CMA.....	30
2.2.4.2.	L'inoculation de <i>Trichoderma</i>	30

2.2.4.3.	Les inoculations de <i>F. oxysporum</i> et de <i>R. solanacearum</i>	31
2.2.5.	La vérification de la présence des agents pathogènes, de <i>Trichoderma</i> et des CMA.....	31
2.2.5.1.	Le ré-isolément de <i>F. oxysporum</i>	31
2.2.5.2.	La vérification de la présence de <i>R. solanacearum</i> par le test du verre d'eau.....	32
2.2.5.3.	Le ré-isolément de <i>Trichoderma</i>	32
2.2.5.4.	La vérification de la présence des CMA	32
2.2.6.	La collecte des données	32
2.2.7.	L'analyse des données.....	34
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION		36
3.1.	Résultats	37
3.1.1.	Les résultats de l'essai en vase de végétation.....	37
3.1.1.1.	Les résultats de l'expérimentation sur <i>F. oxysporum</i>	37
3.1.1.2.	Les résultats de l'expérimentation sur <i>R. solanacearum</i>	44
3.1.2.	Les résultats de l'essai en plein champ.....	51
3.2.	Discussion	58
CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES		60
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		61
ANNEXES		

Dédicace

A la mémoire de ma mère, Feue THIOMBIANO Noundi pour tout l'espoir qu'elle a eu à placer en moi. Que son âme repose en paix !

A mon père, Sa Majesté OTAADANMANDO Yentagma pour tout le soutien et les encouragements.

Remerciements

Le présent mémoire est le fruit des efforts de plusieurs personnes et nous tenons à leur exprimer ici notre profonde gratitude. Ainsi, nous adressons nos sincères remerciements :

- au Professeur Irénée SOMDA, Enseignant chercheur à l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (UPB), responsable du laboratoire de phytopathologie de l'IDR, Coordinateur du Projet Clinique des plantes ; notre maître de stage et directeur de mémoire. Pour nous avoir proposé ce thème, nous accepter dans sa structure et nous encadrer dans nos travaux malgré ses multiples responsabilités et occupations. Nous lui sommes très reconnaissant ;
- au Docteur Kadidia SANON, microbiologiste des sols, chercheur au Laboratoire de Microbiologie du Département Productions Forestières de l'INERA station de Ouagadougou, notre maître de stage qui malgré la distance, a pu nous orienter dans nos travaux et s'est déplacé pour nous rencontrer à chaque fois que c'est nécessaire. Nous lui sommes très reconnaissant ;
- au Docteur BONZI Schémaéza, Directeur de la Clinique des plantes ; pour le suivi de nos travaux, sa constante disponibilité face à nos différentes sollicitudes, la correction du document et tout le soutien qu'il nous a accordé. Nous l'en remercions très sincèrement ;
- à Monsieur PALE Ollo, technicien au laboratoire de phytopathologie de l'IDR, nous lui disons merci pour son soutien et ses conseils permanents dans l'exécution de nos travaux ;
- à Monsieur DABIRE T. Gaston, Monsieur SON Diakalia, Monsieur TRAORE Oumarou et Madame OUEDRAOGO Adèle, qui malgré leurs multiples occupations dans la préparation de leurs thèses, nous ont soutenu, orienté et prodigué des conseils. Nous leur disons merci ;
- à Monsieur KAMBIRE Cédric, Coordonnateur du Projet PARADE, pour le suivi et les orientations dans l'exécution de nos travaux, malgré ses multiples occupations dans la préparation de sa thèse. Nous lui sommes très reconnaissants ;
- à Madame la Directrice et le personnel de l'IRSAT-Bobo, pour leur soutien et leurs encouragements, nous leur disons merci ;
- à Monsieur SANOU Amoro et Monsieur SANOU Doulaye, producteurs maraîchers respectivement à Kiri et à Sakaby, pour nous avoir guidé sur les sites maraîchers, nous leur disons merci ;
- à tous nos camarades stagiaires et doctorants, Abdoul Gafar SANOU, Marie Victoire THIAW, Djangue Marlyse NANKAP, Souleymane DIALLO, Abdoul TAPSOBA,

Stéphane DABIRE, Toho Moïse HIEN, Kevin Ben Fabrice ZERBO, Nadia Christelle DAO, Somalgré OUEDRAOGO, Levy KAGAMBEGA, Adizatou W. KERE, Zanga OUATTARA, Rasmané OUEDRAOGO, Madinatou W. SAWADOGO, Christophe SEBEGO, pour le soutien, les encouragements et la bonne ambiance fraternelle; nous leur disons merci;

- à tous les enseignants de l'IDR, pour nous avoir offert les compétences nécessaires pour la réalisation de ce travail ;
- à toutes les nombreuses personnes, qui nous ont aidés ou encouragés et que nous n'avons pas pu citer, nous leur témoignons ici notre profonde gratitude.

Liste des sigles et abréviations

AUDPC : Area Under the Disease Progress Curve

CMA : Champignons Mycorhiziens Arbusculaires

CFR : Centre de Formation et de Recherche

DEF : Département Environnement et Forêts

DO: Densité Optique

IDR : Institut du Développement Rural

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles

IRSAT : Institut de Recherche en Sciences Appliquée et Technologique

IF : Indice de Flétrissement

ISA: Indice de Sévérité des Attaques

LCM : Laboratoire Commun de Microbiologie

MAHRH : Ministère de l'Agriculture, de l'Hydraulique et des Ressources Halieutiques

ONG : Organisations Non Gouvernementales

PCR : Réaction de Polymérisation en Chaîne

PDA : Potato Dextrose Agar

PIB : Produit Intérieur Brut

QTLs : Quantitative Trait Locus

SyNAIE : Systèmes Naturels, Agro-systèmes et Ingénierie de l'Environnement

UPB : Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso

UV : Ultra Violet

Liste des tableaux et des figures

	Pages
Liste des tableaux	
Tableau I : Echelle de notation des symptômes de la fusariose	33
Tableau II : Echelle de notation des symptômes du flétrissement bactérien sur les solanacées lors du test de pathogénicité	33
Liste des figures	
Figure 1 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine	15
Figure 2 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose	37
Figure 3 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plants	38
Figure 4 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants	39
Figure 5 : Effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche	40
Figure 6 : Effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche	41
Figure 7 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose	44
Figure 8 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plants	45
Figure 9 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants	46
Figure 10 : Effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche	47
Figure 11 : Effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche	48
Figure 12 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose	51
Figure 13 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose	52
Figure 14 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plantes	53
Figure 15 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plantes	54
Figure 16 : Effets des traitements sur le rendement	55

Liste des photos

	Pages
Photo 1 : Micro et macroconidies de <i>F. oxysporum</i>	6
Photo 2 : Colonies de <i>R. solanacearum</i> sur milieu de Kelman.....	9
Photo 3 : Spores de <i>Glomus</i> (ou <i>Rhizophagus</i>) <i>aggregatum</i>	21
Photo 4 : Spore de <i>Acaulospora</i> sp.	21
Photo 5 : Spore de <i>Glomus</i> sp.	21
Photo 6 : Petit mil utilisé comme plante mycotrophe des CMA.....	22
Photo 7 : Inoculum de CMA au bout de 3 mois.....	22
Photo 8 : <i>Trichoderma harzianum</i> d’Afrique du Sud.....	23
Photo 9 : <i>Trichoderma harzianum</i> de Tabtenga au Burkina Faso.....	23
Photo 10 : Inoculum de <i>Trichoderma</i> souche 1 d’Afrique du Sud à gauche et souche 2 de Tabtenga à droite.....	23
Photo 11 : Isolat de <i>Fusarium oxysporum</i> de Kiri.....	24
Photo 12 : Isolat de <i>Fusarium oxysporum</i> de Kuinima	24
Photo 13 : Inoculum de <i>Fusarium oxysporum</i> de Kiri	26
Photo 14 : Inoculum de <i>R. solanacearum</i> phylotype III.....	26
Photo 15 : Scarifications du collet et des racines	31
Photo 16 : Inoculation de <i>F. oxysporum</i>	31
Photo 17 : Plants de tomate du traitement F ₀	42
Photo 18 : Plants de tomate du traitement F ₉	42
Photo 19 : Plants de tomate du traitement F ₁	42
Photo 20 : Plant de tomate présentant les symptômes de la fusariose.....	42
Photo 21 : Souche de <i>F. oxysporum</i> ré-isolée des plants infectés en vase de végétation.....	42
Photo 22 : Echantillons de sol prélevés dans l’expérimentation sur <i>F. oxysporum</i>	43
Photo 23 : Souche de <i>T. harzianum</i> ré-isolée de l’expérimentation sur <i>F. oxysporum</i>	43

Photo 24 : Plants de tomate du traitement R ₀	49
Photo 25 : Plants de tomate du traitement R ₂	49
Photo 26 : Plants de tomate du traitement R ₁	49
Photo 27 : Plant de tomate présentant le flétrissement bactérien	49
Photo 28 : Résultat positif du test du verre d'eau sur les plants flétris.....	49
Photo 29 : Echantillons de sol prélevés dans l'expérimentation sur <i>R. solanacearum</i>	50
Photo 30 : Souche de <i>T. harzianum</i> ré-isolée de l'expérimentation sur <i>R. solanacearum</i>	50
Photo 31 : Plante de tomate présentant les symptômes de la fusariose	56
Photo 32 : Souche de <i>F. oxysporum</i> ré-isolée des plantes en plein champ	56
Photo 33 : Plante de tomate présentant le flétrissement bactérien en plein champ	56
Photo 34 : Résultat positif du test du verre d'eau sur les plantes flétries en plein champ.....	56
Photo 35 : Echantillons de sol prélevés dans l'essai en plein champ	57
Photo 36 : Souche de <i>Trichoderma harzianum</i> ré-isolée de l'essai en plein champ	57

Résumé

Fusarium oxysporum et *Ralstonia solanacearum* sont des agents pathogènes du sol qui entravent la production de la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Face aux dégâts des agents pathogènes, les producteurs ont surtout recours aux produits chimiques de synthèse qui sont nocifs pour l'environnement, les utilisateurs et les consommateurs. C'est pour contribuer à limiter l'utilisation de ces produits chimiques par le développement des méthodes de lutte biologique que cette étude a été réalisée sur l'utilisation des souches de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) et de *Trichoderma* comme moyen de contrôle de *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate. L'objectif de cette étude est d'identifier une méthode efficace de lutte biologique contre *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate. Pour atteindre cet objectif, l'étude a consisté à la mise en place d'un essai en vase de végétation et d'un essai en plein champ pour évaluer les effets isolés et combinés de quatre souches de CMA et de *Trichoderma* pour le contrôle de *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate. Ces souches de CMA et de *Trichoderma* sont : une souche d'inoculum mixte de CMA composée de *Acaulospora* sp. et *Glomus* sp. isolée à Yakouta au Burkina Faso, une souche de *Glomus aggregatum* isolée au Burkina Faso, une souche de *Trichoderma harzianum* isolée à Tabtenga au Burkina Faso et une souche de *T. harzianum* importée d'Afrique du Sud.

Les résultats de cette étude montrent que les souches de CMA et de *Trichoderma* prises séparément, n'ont pas un effet significatif pour le contrôle de *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate. De même, les traitements combinés entre les souches de CMA et de *Trichoderma* n'ont pas d'effet significatif pour le contrôle *R. solanacearum* sur la tomate. Cependant, l'étude révèle que le traitement combiné entre la souche d'inoculum mixte de CMA de Yakouta et la souche de *T. harzianum* de Tabtenga a un effet synergique significatif pour le contrôle de *F. oxysporum* sur la tomate.

Cette étude confirme l'hypothèse selon laquelle, les souches de CMA et de *Trichoderma* pourraient être utilisées comme méthode efficace de lutte biologique contre *F. oxysporum* sur la tomate.

Mots clés : *Fusarium oxysporum*, *Ralstonia solanacearum*, champignons mycorhiziens arbusculaires, *Trichoderma*, *Lycopersicon esculentum*.

Abstract

Fusarium oxysporum and *Ralstonia solanacearum* are soilborne pathogens that hinder the production of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). In the view of the damage caused by pathogens, producers especially have recourse to synthetic chemicals that are harmful to the environment, the users and the consumers. In order to help limit the use of these chemicals by the development of biological control methods, this study was conducted on the use of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) strains and *Trichoderma* as means to control *F. oxysporum* and *R. solanacearum* on tomato. The goal of this study is to identify an effective biological control method against *F. oxysporum* and *R. solanacearum* on tomato. For the achievement of this goal, a screen house test and a field test were established in order to assess the individual and combined effects of four strains of AMF and *Trichoderma* for the control of *F. oxysporum* and *R. solanacearum* on tomato. These strains of *Trichoderma* and AMF are mixed inoculum strain of AMF composed of *Acaulospora* sp. and *Glomus* sp. isolated at Yakouta in Burkina Faso, a strain of *Glomus aggregatum* isolated in Burkina Faso, a strain of *Trichoderma harzianum* isolated at Tabtenga in Burkina Faso and *T. harzianum* imported from South Africa.

The results of this study showed that the strains of AMF and *Trichoderma* taken separately, did not have a significant effect for the control of *F. oxysporum* and *R. solanacearum* on tomato. Similarly, the combined treatments between the strains of AMF and *Trichoderma* have no significant effect for the control of *R. solanacearum* on tomato. However, the study found that the combined treatment of the mixed inoculum strain of AMF from Yakouta and the strain of *T. harzianum* from Tabtenga have a significant synergistic effect for the control of *F. oxysporum* on tomato.

This study confirms the hypothesis that the strains of AMF and *Trichoderma* could be used as an effective biological control method against *F. oxysporum* on tomato.

Keywords : *Fusarium oxysporum*, *Ralstonia solanacearum*, arbuscular mycorrhizal fungi, *Trichoderma*, *Lycopersicon esculentum*.

INTRODUCTION GENERALE

Au Burkina Faso l'agriculture constitue la principale activité qui occupe plus de 80% de la population active et contribue pour environ 33% au Produit Intérieur Brut (PIB) (MAHRH, 2011). Mais cette agriculture est dominée par les cultures céréalières pendant la saison pluvieuse qui est relativement courte par rapport à la saison sèche ; ce qui ne permet pas d'occuper les producteurs toute l'année, de fournir une alimentation variée et suffisante à la population et une diversification des sources de revenus. C'est ainsi que les cultures maraîchères occupent une place de choix parmi les filières porteuses. Elles constituent une source importante de diversification agricole, de croissance économique, de réduction de la pauvreté et de la malnutrition.

Les principales cultures maraîchères exploitées au Burkina Faso sont l'oignon bulbe, la tomate, le chou, la laitue et la courgette (MAHRH, 2011). Parmi ces spéculations, la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) occupe la deuxième place après l'oignon bulbe. Ces deux spéculations sont celles qui font plus l'objet d'un commerce national et sous-régional (KABORE, 2012).

La tomate demeure la culture maraîchère la plus rentable du pays car l'évaluation des marges brutes dégagées par culture montre que celle de la tomate s'élevait à 5,5 milliards de FCFA environ, suivi de l'oignon avec 4,5 milliards FCFA (MAHRH, 2011).

Cependant, comme la majorité des cultures maraîchères, la tomate est confrontée à de nombreuses contraintes d'ordres biotique et abiotique. Parmi les contraintes biotiques, la pression des parasites constituent la contrainte majeure entraînant une réduction des rendements atteignant souvent 90% (CARIGLIA, 2007). En effet, la plupart de ces parasites sont des agents pathogènes du sol où ils sont conservés et transmis aux cultures maraîchères d'un cycle de culture à un autre. De plus, le maraîchage est une activité intensive qui exploite les mêmes sols à travers plusieurs cycles de culture successifs durant toute l'année et cela sur plusieurs années ; toute chose qui favorise le développement et le maintien des agents pathogènes du sol. Ces agents pathogènes du sol regroupent des nématodes, des champignons microscopiques et des bactéries. *Fusarium oxysporum* et *Ralstonia solanacearum* font partie de ces agents pathogènes du sol qui entravent la production de la tomate.

Face aux dégâts des agents pathogènes du sol sur les cultures maraîchères, les producteurs ont recours à plusieurs méthodes de lutte telles que la lutte chimique, culturale, génétique et

biologique. Mais parmi ces méthodes, la lutte chimique est la plus utilisée. Bien qu'efficaces contre certains agents pathogènes, ces produits chimiques ne sont pas accessibles à tous les producteurs à cause de leur coût élevé et sont par ailleurs nocifs pour l'environnement ainsi que pour les utilisateurs et les consommateurs.

L'utilisation de ces produits chimiques engendre donc des problèmes environnementaux et des problèmes de santé humaine et animale. En effet, ces produits chimiques toxiques sont drainés par l'eau et détruisent les êtres vivants des écosystèmes aquatiques et du sol ; engendrant ainsi des perturbations de l'équilibre de ces écosystèmes. De plus, la plupart des produits maraîchers sont consommés crus souvent même au bord des champs sans le minimum d'hygiène et les résidus des cultures maraîchères peuvent être consommés par les animaux; ce qui augmente les risques d'intoxication. Par ailleurs, il y a l'apparition des résistances qui rendent les produits chimiques peu efficaces après quelques années d'utilisation. Cela contribue à l'augmentation des doses des produits chimiques et la pollution de l'environnement. De ce fait, il est nécessaire de trouver des méthodes de lutte plus saines vis-à-vis de l'environnement, moins coûteuses, durables et facilement accessibles aux producteurs.

C'est dans cette optique que s'inscrit la présente étude dont l'objectif est d'identifier une méthode efficace de lutte biologique qui constitue une alternative suscitant plus d'espoir dans la lutte contre les pathogènes du sol. De façon spécifique, il s'agit d'évaluer :

- l'effet des Champignons Mycorhiziens Arbusculaires (CMA) sur *R. solanacearum* et *F. oxysporum* ;
- l'effet de *Trichoderma* sur *R. solanacearum* et *F. oxysporum* ;
- les effets combinés des CMA et de *Trichoderma* sur *R. solanacearum* et *F. oxysporum*.

Outre l'introduction et la conclusion, le travail est présenté en trois chapitres qui sont :

- la synthèse bibliographique ;
- le matériel et les méthodes ;
- les résultats et la discussion.

CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1. Généralités sur la tomate

1.1.1. L'origine de la tomate

La tomate serait originaire d'Amérique du Sud ; puis introduite en Europe au milieu du XVI^{ème} siècle (SPOONER *et al.*, 2005).

Au Burkina Faso, la production maraîchère en général et celle de la tomate en particulier a débuté depuis la période coloniale dans les années 1920. Initialement, elle était destinée à l'alimentation des missionnaires et autres colons qui détenaient le monopole de la production. Puis progressivement, elle a été adoptée par les populations locales. C'est surtout à la faveur des grandes sécheresses des années 1970 que la production maraîchère a connu une croissance avec le soutien de l'Etat et des Organisations Non Gouvernementales (ONG) qui y percevaient une autre forme d'atteinte de l'autosuffisance alimentaire (KABORE, 1994).

1.1.2. La classification et la biologie de la tomate

La tomate appartient à la famille des Solanacées (SPOONER *et al.*, 2005). En 1753, LINNE cité par BORO (2014) avait inclus la tomate dans le genre *Solanum*, en la nommant *Solanum lycopersicum* ; mais MILLER (1754) cité par BORO (2014), la renomma *Lycopersicon esculentum*, en créant le genre *Lycopersicon*. La taxonomie actuelle a replacé la tomate dans le genre *Solanum*, section *Lycopersicon* qui regroupe 13 espèces (SPOONER *et al.*, 2005), et son nom est désormais *Solanum lycopersicum* (SPOONER *et al.*, 1993).

Il existe plusieurs variétés de tomate qui ont été développées pour s'adapter aux conditions des différents milieux. Mais les variétés adaptées aux régions tropicales sont, entre autres, les variétés Rossol, Mongal, Pétomech, Roma, Lindo, Panther 17, Cobra, Savana et Jaguar.

La tomate est une herbacée annuelle, pérenne dans certaines conditions et autogame. Selon le nombre de feuilles qui séparent deux bouquets floraux, on distingue les variétés à port indéterminé ou accroissant qui nécessitent une taille et les variétés à port déterminé dont le développement est de type buissonnant ne nécessitant pas de taille (ELISE *et al.*, 1989).

1.1.3. L'écologie de la tomate

Par rapport aux exigences écologiques, la tomate est une plante des climats tropicaux, subtropicaux et tempérés chauds (GUY, 1997). Toutes les variétés exigent pour leur croissance un thermopériodisme journalier. La croissance, la floraison et la fructification sont favorisées par une différence de température d'environ 10°C entre le jour et la nuit. La

germination est optimale lorsque la température du sol se situe entre 18 et 24°C. L'optimum de température pour sa croissance est d'environ 25°C. La tomate est une grosse consommatrice d'eau. Elle préfère les sols légers, profonds, bien drainés, riches en humus et bien pourvus en éléments fertilisants. Le pH optimal se situe entre 6 et 7 mais la tomate est une espèce très tolérante (MESSIAN, 1989).

Le semis se fait en pépinière sur terreau suivi d'un repiquage. Il faut 100 à 500 m² de pépinière pour planter un hectare. La plantation se fait quand la tige a le diamètre d'un crayon, soit vingt à trente jours après le semis. La densité à l'hectare varie de 18 000 plants en saison humide à 25 000 plants en saison sèche, voire 35 000 plants pour les variétés de conserve.

1.1.4. L'importance de la tomate

La tomate est cultivée pour ses fruits, utilisés frais ou transformés en conserve. Lorsque la consommation se fait en salade, des fruits assez gros sont recherchés. Pour la conserve, le taux de matière sèche soluble, la couleur, le pH et la fermeté sont importants. Du fait de son niveau de consommation relativement élevé, la tomate intervient pour une part importante dans l'apport en vitamines C, B, K, E et en sels minéraux (BLANCARD *et al.*, 2009).

1.1.5. Les contraintes à la production de la tomate

La production de la tomate est confrontée à des contraintes abiotiques et biotiques.

Parmi les contraintes abiotiques, on peut citer :

- la pauvreté des sols en éléments minéraux ;
- la mauvaise gestion des ressources en eau ;
- le faible équipement des producteurs ;
- la faible organisation de la filière ;
- les difficultés de conservation et de transformation des produits.

Parmi les contraintes biotiques, on peut citer :

- les ravageurs tels que les aleurodes, les thrips, les mouches mineuses, les chenilles de noctuelles, les mouches des fruits, les pucerons, les acariens et les nématodes ;
- les maladies telles que le flétrissement bactérien, la gale bactérienne, les fusarioses et les viroses.

1.2. Généralités sur *Fusarium oxysporum*

1.2.1. La classification et la biologie de *F. oxysporum*

F. oxysporum appartient à la classe des Sordariomycetes, à la sous classe des Hypocreomycetidae, à l'ordre des Hypocreales, à la famille des Nectriaceae, au genre *Fusarium* (MYCOBANK, 2014). Les colonies mycéliennes (aériennes et cotonneuses) de *F. oxysporum* sur différents milieux de culture varient dans leur aspect et leur couleur varie entre le rose orangé et le violacé (CHAMPION, 1997). Le champignon forme des microconidies d'une ou deux cellules, de forme ovale sur les monophialides (5-12 x 2,2-3,5 µm) et des macroconidies courbes de quatre à six cellules, fusiformes (27-46 x 3-4,5 µm) (BOTH, 1970 cité par DABRE, 2013) (photo 1).



Photo 1 : Micro et macroconidies de *F. oxysporum* (GINNIS, 2000)

1.2.2. L'écologie de *F. oxysporum*

Chez les végétaux, *F. oxysporum* est un parasite tellurique qui commence son cycle de développement en infectant les racines et en envahissant les tissus conducteurs induisant une infection systémique. Ensuite le développement de *F. oxysporum* est lié aux modalités d'interaction entre la variété hôte et la race de l'agent pathogène. Le champignon migre dans les vaisseaux via les flux ascendants. Dans un hôte résistant, cette progression est stoppée dans les cribles au niveau desquels on observe des tyloses obstruants.

Chez l'Homme, *F. oxysporum* est responsable d'onxyis, de kératites, d'endophtalmies, de péritonites et d'infections disséminées chez les patients atteints d'hémopathie maligne (THOMAS et GERALDINE, 1992 cités par TABUC, 2007).

1.2.3. La fusariose causée par *F. oxysporum*

Chez plusieurs espèces végétales, *F. oxysporum* est responsable des manques à la levée, des pourritures racinaires suivies de brunissements basaux, des flétrissements entraînant le dessèchement complet des plantes (CHAMPION, 1997).

La tomate est sujette à deux maladies fusarienne : la flétrissure fusarienne classique causée par *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* (FOL) et la pourriture des racines et du collet causée par *F. oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* (FORL). Cette dernière est connue parmi les maladies les plus dévastatrices de cette culture à travers le monde (BLANCARD, 2009).

1.2.4. Les méthodes de lutte contre *F. oxysporum*

1.2.4.1. La lutte chimique

Il s'agit de l'utilisation des fongicides à action systémique ou endothérapeutique. Ainsi, l'utilisation d'un mélange de bromure de méthyle et de chloropicrine permet de désinfecter un sol contaminé par *F. oxysporum*. En effet, le bromure de méthyle possède une forte capacité de pénétration dans le sol et assure une bonne stérilisation. Mais ces produits sont peu stables dans le sol et risquent de favoriser la sélection des souches résistantes. De plus, en les utilisant de façon répétitive et pendant de longues années, ces produits chimiques risquent de nuire à l'environnement. C'est ainsi que l'utilisation de chloropicrine fut totalement interdite ces dernières années (DUBOST et HETHENER, 1968).

1.2.4.2. La lutte génétique

L'utilisation de variétés résistantes est une méthode efficace pour lutter contre *F. oxysporum*. Il existe des gènes de résistance qu'il faut pouvoir repérer afin de sélectionner des variétés résistantes. Ainsi, certaines variétés de tomate telles que Roma VF, Savana F1, Mongal et Lindo sont résistantes à la fusariose. Mais les variétés sélectionnées et importées ayant des résistances connues ne sont pas nécessairement capables d'exprimer cette résistance dans les conditions locales. En effet, une résistance peut s'exprimer dans un environnement précis et être limitée ou nulle dans un autre milieu. Ainsi, la stabilité d'une résistance variétale peut être perdue dans le temps et dans l'espace (CONN *et al.*, 2012; KOIKE *et al.*, 2007).

1.2.4.3. La lutte culturale

La lutte culturale est un ensemble de mesures prophylactiques visant à réduire le potentiel d'inoculum et à limiter la dissémination du *Fusarium*. Ces mesures consistent à arracher et à brûler toutes les plantes infectées, à utiliser des semences saines, à observer une rotation des cultures permettant de réduire l'inoculum de *F. oxysporum* (DAVIS et AEGERTER, 2010). La solarisation du sol permet également d'éliminer la plupart des propagules des espèces du genre *Fusarium* (SUMNER, 1995).

1.2.4.4. La lutte biologique

Au regard de l'intérêt accordé à la préservation de l'environnement, à la pérennité des ressources naturelles et surtout à la réduction de l'utilisation des substances chimiques, la lutte biologique est très intéressante, mais son application sur le terrain reste faible. Par exemple, les recherches ont montré que le compost des sous-produits du palmier dattier pourrait être un moyen de contrôle biologique efficace, capable de limiter la propagation et la sévérité de la fusariose dans les palmeraies (CHAKROUNE, 2006). De même, la mycorhization du palmier dattier par *Glomus intraradices* permet une bonne croissance et une résistance du palmier aux attaques de *F. oxysporum* (SOUNA *et al.*, 2010).

1.3. Généralités sur *Ralstonia solanacearum*

1.3.1. La classification et la biologie de *R. solanacearum*

R. solanacearum appartient à la famille des Burkholderiacées, classe des β - Protéobactéries. C'est une bactérie GRAM négative, aérobie, de forme bacillaire en bâtonnet de 0,5 μm de large et 1,5 μm de long. *R. solanacearum* possède un ou plusieurs flagelles polaires la rendant mobile dans l'eau et produit également un pilus de type IV déterminant la « mobilité par tressautement ». La mobilité contribue de façon importante à la virulence de la bactérie au cours des stades précoces d'invasion et de la colonisation de la plante hôte (TANS-KERSTEN *et al.*, 2001). Cette bactérie non fluorescente, possède une oxydase, métabolise le glucose par voie oxydative et accumule du poly- β - hydroxybutyrate dans son cytoplasme. En culture sur milieu de Kelman enrichi au Triphenyltétrazolium, deux morphotypes de colonies peuvent être observés. Les colonies présentant un aspect muqueux (dû à la production d'exopolysaccharides), de forme ovoïde et de couleur blanchâtre évoluant au rose au niveau du centre. Cette forme muqueuse est généralement virulente. Par contre, sur milieu de Kelman, la forme rugueuse présente de petites colonies, rondes et de couleur rouge vif du fait de l'accumulation du Triphenylformazan, qui sont avirulentes (CELLIER et PRIOR, 2010) (photo 2).



Photo 2 : Colonies de *R. solanacearum* sur milieu de Kelman (CELLIER et PRIOR, 2010).

Dans le but de caractériser les différentes souches, plusieurs classifications du taxon *R. solanacearum* ont été établies selon les critères suivants :

- la pathogénicité (classification par race), qui divise les souches en cinq (5) races sur la base des tests de pouvoir pathogène à savoir la race 1, la race 2, la race 3, la race 4 et la race 5 (BUDDENHAGEN *et al.*, 1962) ;
- le métabolisme (classification en biovars) qui divise les souches en six (6) biovars sur la base de la capacité des souches à utiliser trois disaccharides (cellobiose, lactose et maltose) et trois hexoses alcools (mannitol, dulcitol et sorbitol). Ces biovars sont biovar I, biovar II, biovar III, biovar IV, biovar V et biovar N2 ou 2T (HAYWARD, 1964) ;
- le polymorphisme nucléotidique (classification par phylotype) qui divise les souches grâce à la biologie moléculaire par analyses PCR (Réaction de Polymérisation en Chaîne), en 4 groupes génomiques appelés phylotypes, corrélés avec l'origine géographique des souches à savoir le phylotype I, le phylotype II, le phylotype III et le phylotype IV originaires respectivement d'Asie, d'Amérique, d'Afrique et d'Indonésie (PRIOR et FEGAN, 2005).

R. solanacearum est donc assez diversifiée mais au Burkina ce sont les biovars I, III et IV qui ont été identifiés (OUEDRAOGO, 1998 cité par BORO, 2014).

1.3.2. L'écologie de *R. solanacearum*

R. solanacearum est une phyto bactérie vasculaire d'origine tellurique largement répandue dans les sols de la plupart des régions tropicales, subtropicales et tempérées chaudes (COUPAT-GOUTALAND *et al.*, 2008). Le spectre d'hôtes du parasite est assez large. Il affecte beaucoup les cultures maraîchères dont les solanacées (tomate, pomme de terre, poivron, etc.), les cucurbitacées (melon, concombre, etc.) et les cultures industrielles (banane, arachide, tabac, etc.). La bactérie peut provoquer des pertes de 90% du rendement dans la culture de la tomate (CARIGLIA, 2007).

Selon VASSE *et al.* (1995), le mécanisme d'infection d'une plante hôte par *R. solanacearum* se réalise en trois étapes. D'abord, la bactérie adhère à la surface des racines grâce aux exsudats racinaires que les plantes hôtes diffusent au niveau du sol qui agissent comme stimuli en provoquant un chimiotactisme des bactéries vers les racines. Elle progresse ensuite jusqu'aux extrémités des racines et pénètre dans la plante soit en profitant des blessures provoquées par des insectes, nématodes ou l'homme, soit par les ouvertures naturelles comme la zone d'élongation et les sites d'émergence des racines secondaires. Enfin, la bactérie colonise le cortex racinaire et cela se caractérise par la formation d'un cordon d'infection bactérien depuis la zone de colonisation des racines jusque dans le cortex interne en passant par les espaces intercellulaires.

1.3.4.1. La lutte culturale

Selon MESSIAN (1989), les méthodes culturales de lutte contre *R. solanacearum* s'appuient sur un ensemble de mesures préventives visant à réduire le potentiel d'inoculum et à limiter la dissémination de la bactérie. Ces méthodes sont :

- l'élimination et l'incinération des plantes contaminées et des adventices hôtes ;
- l'utilisation de matériel végétal sain et des semences saines ;
- l'utilisation d'équipements désinfectés ;
- les rotations culturales avec des cultures non hôtes telles que le maïs, le riz, le soja, le gombo à la suite d'une culture hôte;
- la désinfection du sol par la chaleur ou les fumigants qui n'est applicable qu'aux petites surfaces (pépinières).

1.3.4.2. La lutte chimique

Selon FRANK (2003), des moyens de lutte chimique sont utilisables mais doivent être raisonnés pour éviter l'apparition de résistances. La chloropicrine, le métam sodium, le formol, l'hypochlorite et le bromure de méthyle ont fait l'objet d'utilisation à grande échelle. Ces produits donnent des résultats satisfaisants en culture hors-sol mais en champ, les résultats sont limités dans le temps. Par ailleurs, ils ont des effets néfastes sur l'environnement et coûtent chers. Les effets du bromure de méthyle sur l'environnement ont entraîné son interdiction, ce qui a ouvert la recherche sur les méthodes alternatives.

1.3.4.3. La lutte génétique

Elle est la plus utilisée et la plus efficace dans la lutte contre le flétrissement bactérien. Elle consiste à identifier des génotypes résistants à travers des tests d'évaluation des collections de ressources génétiques ; suivi de l'analyse génétique de cette résistance et enfin l'introgession des gènes ou des QTLs (Quantitative Trait Locus) qui contrôlent la résistance dans des génotypes d'intérêt agronomique (HAYWARD, 1991).

Pour la tomate, s'il a été possible de développer des variétés ayant une résistance stable dans des conditions environnementales locales, cette stabilité est très souvent perdue dans le temps et dans l'espace (PRIOR *et al.*, 1994). L'instabilité de la résistance est due à la grande variabilité phénotypique (virulence et agressivité) et génotypique des souches de *R. solanacearum* d'une part et d'autre part aux différences agro-pédo-climatiques qui influencent le développement de la maladie et l'interaction entre la plante et l'environnement.

Le greffage de variétés de tomate sensibles sur porte-greffe résistant (tomate ou aubergine) est une technique de contrôle. Mais son application à large échelle reste difficilement envisageable du fait de son coût élevé et la difficulté de sa mise en œuvre (PRIOR *et al.*, 1994).

1.3.4.4. La lutte biologique

Elle consiste à combattre un organisme nuisible par l'utilisation de mécanismes naturels appartenant soit au règne animal, soit au règne végétal, soit aux micro-organismes ou qui en dérivent. Ainsi, certaines souches avirulentes de *R. solanacearum* peuvent coloniser le système racinaire avant l'arrivée des souches virulentes. De même, certaines souches de *Pseudomonas* qui sont des espèces bactériennes antagonistes sont utilisées avec succès dans le contrôle du flétrissement bactérien sur les jeunes plants d'*Eucalyptus urophylla* et de tomate (RAN *et al.*, 2005). Certaines souches de mycorhizes tel que *Glomus versiforme* entraînent l'inhibition de *R. solanacearum* par une augmentation localisée et systémique de phénols dans les racines de tomate (ZHU et YAO, 2004). Les extraits aqueux de ciboule rouge (*Allium fistulosum*) ont un effet bactéricide (DEBERDT *et al.*, 2012). Les plantes non-hôtes comme le maïs ou le riz en cultures intercalaires s'avèrent efficaces dans la réduction de l'incidence de la maladie via la réduction de la quantité d'inoculum (ADHIKARI et BASNYAT, 1998).

La lutte biologique, si elle donne des résultats prometteurs en conditions contrôlées, n'a pas une efficacité prouvée en conditions naturelles. Sa pratique reste encore peu répandue. Son efficacité est par ailleurs fortement dépendante des conditions environnementales et de l'agent pathogène (CARIGLIA, 2007).

1.4. Généralités sur les mycorhizes

1.4.1. Les types de mycorhizes

Une mycorhize (du grec *mukês* qui signifie champignon et *rhiza* qui signifie racine) est le résultat de l'association symbiotique entre des champignons du sol et les racines des plantes. Dans cette association, le champignon fournit à la plante hôte l'eau et les éléments minéraux prélevés dans le sol grâce aux hyphes et en retour, le champignon reçoit de l'hôte des hydrates de carbone issus de la photosynthèse (PERRIN, 1985).

On distingue plusieurs types de mycorhizes dont les deux plus importants sont les ectomycorhizes et les endomycorhizes (Figure 1).

1.4.1.1. Les ectomycorhizes

Les ectomycorhizes sont des associations où le champignon reste à l'extérieur des cellules du cortex racinaire et les hyphes en s'accolant les uns aux autres forment un manchon autour des radicelles. Les hyphes pénètrent dans la racine, mais restent dans les espaces intercellulaires, formant un système complexe portant le nom de Hartig. A partir de cet ancrage, le mycélium peut alors se développer et envahir le sol adjacent (FORTIN *et al.*, 2008). Les champignons ectomycorhiziens sont associés surtout à des espèces ligneuses (HAMZA, 2014).

1.4.1.2. Les endomycorhizes

Les endomycorhizes ou mycorhizes vésiculo-arbusculaires ou champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont des champignons qui pénètrent à l'intérieur des racines pour mieux s'y associer. Chez ce type de mycorhizes, le champignon ne cherche pas à envelopper les cellules de l'hôte, mais y pénètre de façon subtile sans trop perturber les structures. A partir de ce point d'ancrage dans la racine, le champignon développe dans le sol un réseau mycélien et envahit le sol adjacent dans toutes les directions. Ce mycélium de très fine dimension offre une surface considérable de contact avec le sol (FORTIN *et al.*, 2008).

Les CMA sont fréquents et très répandus à la surface du globe car ils se sont adaptés à de nombreux environnements et différentes plantes hôtes. En effet, les CMA sont des symbiotes obligatoires qui forment des associations avec environ 80 % des plantes terrestres. On les rencontre essentiellement chez les plantes herbacées et chez la plupart des espèces ligneuses (FORTIN *et al.*, 2008).

Les CMA forment plusieurs structures appelées propagules à l'intérieur des racines (Figure 1). Ce sont principalement des arbuscules, des vésicules, des spores et des hyphes non spécialisés qui servent à propager l'espèce (FORTIN *et al.*, 2008).

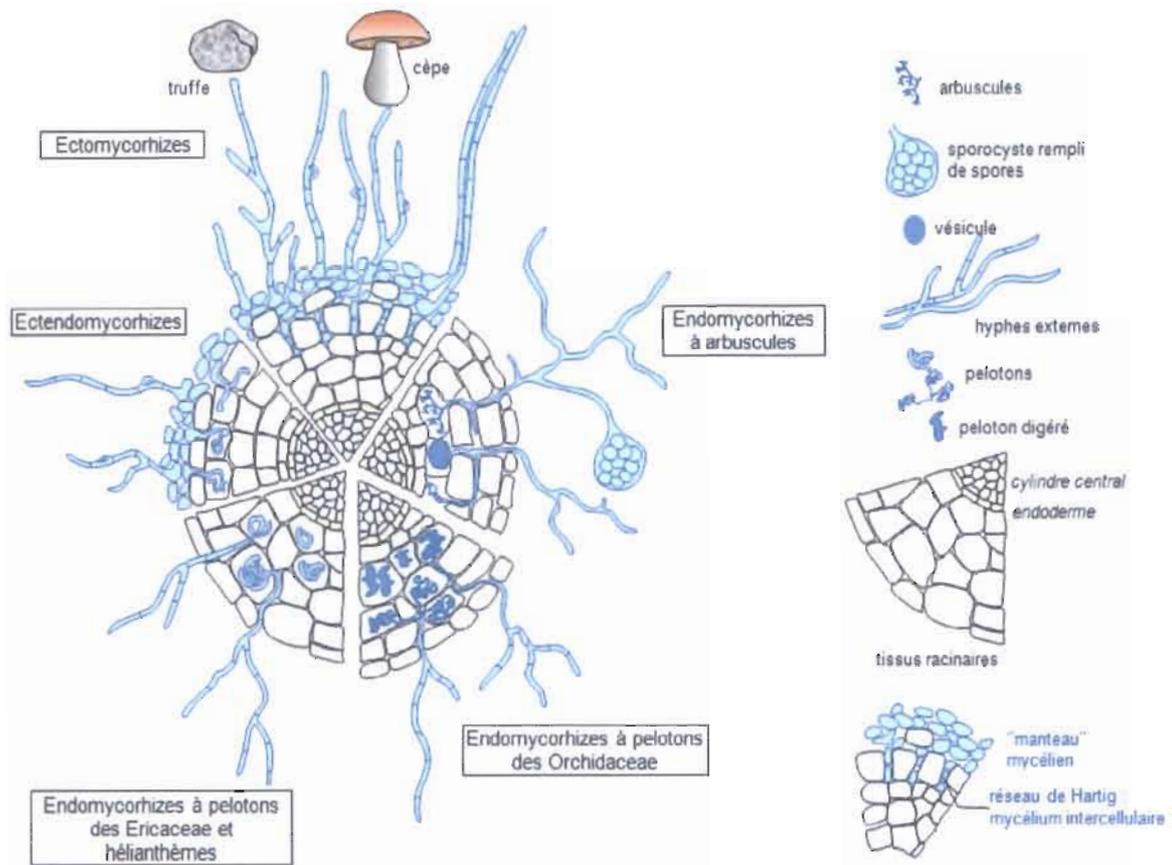


Figure 1 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine d'après Le Tacon (1985)

1.4.2. L'importance des mycorhizes

Selon TAYLOR et OSBORNE (1995), les végétaux supérieurs n'auraient pu conquérir la terre ferme s'ils n'avaient pas été associés à des champignons mycorhiziens, soulignant ainsi le rôle crucial qu'ont joué, et jouent encore, les mycorhizes dans l'évolution des plantes terrestres. Ainsi, on prête aux mycorhizes de nombreuses vertus maintes fois mises en évidence : amélioration de la surface absorbante du système racinaire, de la sélectivité de l'absorption, de l'accumulation, de la solubilisation de certains éléments nutritifs, de la longévité de la racine ; augmentation de la tolérance aux toxines, de la résistance aux conditions adverses (sècheresse, salinité, ...) ; agrégation des sols et protection contre les agents pathogènes (PERRIN, 1985).

L'absorption de l'eau et des éléments nutritifs constitue la toute première fonction attribuée aux mycorhizes, notamment l'absorption des éléments peu mobile du sol comme le phosphore, l'azote, le soufre, le calcium, le magnésium, le potassium, le zinc et le cuivre. Cette efficacité accrue dans l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs vient surtout de l'augmentation de la surface de contact entre le mycélium fongique et la solution du sol. Les hyphes extraradiculaires minces des champignons pénètrent dans le sol sur une large région et peuvent l'exploiter plus efficacement que les racines des plantes (BOTHE *et al.*, 1994).

Les mycéliums des CMA ont la propriété d'excréter une glycoprotéine appelée glomaline. La glomaline agit comme une colle qui assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats qui améliorent la fertilité des sols (FORTIN *et al.*, 2008).

Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculées avec des CMA sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes (MOSER et HASELWANDTER, 1983). Ces CMA peuvent intervenir dans la rhizosphère ou dans les tissus racinaires pour protéger les racines contre les champignons pathogènes. Dans la rhizosphère, les agents pathogènes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme des CMA empêchant ainsi la prolifération des propagules des champignons pathogènes. Dans les tissus racinaires, les plantes agressées par les agents pathogènes réagissent en produisant des substances antibiotiques grâce aux CMA (FORTIN *et al.*, 2008).

Cependant, l'expression du potentiel naturel de protection des mycorhizes demeure subordonnée à de nombreux facteurs tels que la nature de l'hôte, du champignon mycorhizien, du pathogène et des conditions de l'environnement souterrain. Plusieurs chercheurs estiment que les souches de champignons symbiotiques les mieux adaptées à un site donné, sont celles qui sont indigènes (PERRIN, 1985).

Plusieurs souches de mycorhizes ont déjà été testées contre certains agents pathogènes (PERRIN, 1985). On peut citer :

- *Laccaria laccata* qui offre aux résineux une protection contre *Fusarium oxysporum* ;
- *Suillus granulatus* qui offre à *Pinus excelsa* une protection contre *Rhizoctonia sp.* ;
- *Glomus moseae* qui offre au tabac, à la tomate et à l'avoine une atténuation des symptômes dus à *Meloidogyne incognita*.

1.5. Généralités sur *Trichoderma*

1.5.1. La classification et la biologie de *Trichoderma*

Trichoderma appartient à la classe des Sordariomycetes, à la sous-classe des Hypocreomycetidae, à l'ordre des Hypocreales, à la famille des Hypocreaceae et au genre *Trichoderma*. Le genre *Trichoderma* regroupe un ensemble de champignons imparfaits saprophytes qui se retrouvent couramment dans le sol, sur le bois mort, les débris végétaux et les organes aériens des plantes. On le reconnaît facilement en culture grâce à la couleur généralement verdâtre de ses spores et le port typique de ses phialides (en forme de quilles) (CARON et LAMBERT, 2002).

Il existe plusieurs espèces de *Trichoderma*. On peut citer :

- *Trichoderma harzianum* avec des souches telles que *T. harzianum* MAUL-20, *T. harzianum* KRL AG2, *T. harzianum* Rifai ;
- *Trichoderma hamatum* avec des souches telles que *T. hamatum* Rifai ;
- *Trichoderma viride* avec des souches telles que *T. viride* Rifai ;
- *Trichoderma koningii* avec des souches telles que *T. koningii* Oud ;
- *Trichoderma lignorum* ;
- *Trichoderma reesei*.

Parmi ces espèces, *T. harzianum* est la plus utilisée dans la lutte biologique car elle est réputée pour son efficacité. Il existe même déjà des formulations de pesticides à base de cette espèce (CARON et LAMBERT, 2002).

1.5.2. L'antagonisme de *Trichoderma* avec les pathogènes du sol

Selon CARON et LAMBERT (2002), les *Trichoderma* sont des agents biologiques qui sont utilisés pour lutter contre les agents pathogènes. Leurs propriétés antagonistes sont connues depuis longtemps puisque la première publication qui en fait mention date de 1887. Cependant, l'étude approfondie du phénomène d'antagonisme et de son application comme moyen de lutte à l'égard des parasites des plantes cultivées n'a débuté qu'entre les deux guerres mondiales.

Trichoderma a la capacité d'attaquer les agents pathogènes via différents modes d'action :

- l'antibiose qui résulte de la production de substances qui agissent comme des «antibiotiques» et qui inhibent la croissance de l'agent pathogène;

- la compétition qui se manifeste par l'aptitude de *Trichoderma* à utiliser les mêmes ressources du milieu (aires d'alimentation, sites de développement) que les champignons pathogènes;
- le parasitisme qui se manifeste par la destruction de l'agent pathogène lorsque *Trichoderma* s'enroule autour de celui-ci soit en l'étranglant, en pénétrant à l'intérieur et/ou en lui « injectant » des substances (enzymes) qui le détruisent.

Trichoderma possède une batterie de mécanismes d'attaque potentiellement utilisables mais qui demeurent toutefois complexes. Il peut employer un ou plusieurs modes d'action en même temps pour maîtriser un agent pathogène. Le déploiement des modes d'action varie également selon les partenaires en présence et les conditions physico-chimiques du milieu (température, humidité, pH, fertilisation, etc...) (CARON et LAMBERT, 2002).

Trichoderma est efficace lorsqu'on lui permet de s'installer avant l'arrivée des champignons pathogènes. Son action est donc préventive. Il permet, au niveau des racines, de créer un manchon protecteur autour de celles-ci et de contrer l'entrée des agents pathogènes à l'intérieur des racines. Le même effet est observé lorsqu'il est utilisé en pulvérisation aérienne. Une fois installée, *Trichoderma* peut avoir un effet stimulant pour la plante en absence de champignons pathogènes (CARON et LAMBERT, 2002).

Le potentiel antagoniste de *T. harzianum* MAUL-20, isolé au Québec, a été testé contre cinq agents telluriques phytopathogènes (*Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* (FORL), *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum* et *Verticillium dahliae*) du concombre et de la tomate en serre. Le biofongicide a démontré une efficacité contre *P. ultimum* et *R. solani* chez le concombre et la tomate et contre *F. oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* (FORL) chez la tomate. De plus, *T. harzianum* MAUL-20 a eu un effet stimulant sur le développement des plants de concombre lorsque cultivés, sans agents pathogènes, dans un substrat organique enrichi de *T. harzianum* MAUL-20 (CARON et LAMBERT, 2002).

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

2.1. Matériel

2.1.1. La présentation du site d'expérimentation en vase de végétation

Le site de l'essai en vase de végétation a eu pour cadre le Centre de Formation et de Recherche (CFR) de l'Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso (UPB). Ce centre est situé au secteur 20 de la commune de Bobo - Dioulasso.

Le Centre de Formation et de Recherche regroupe des laboratoires de recherche dont le Laboratoire des Systèmes Naturels, Agro-systèmes et Ingénierie de l'Environnement (SyNAIE) de l'Institut du Développement Rural (IDR). Le SyNAIE est composé d'une équipe santé des plantes et d'une équipe gestion de l'environnement. L'équipe santé des plantes qui nous a accueillis pour notre stage, possède un Laboratoire de Phytopathologie, une Clinique des Plantes et un tunnel pour la mise en place des essais afin de protéger les essais contre les ravageurs.

2.1.2. La présentation du site d'expérimentation en plein champ

L'essai en plein champ a été mis en place sur le site maraîcher de Kiri situé dans la province du Houet à 10 km sur l'axe Bobo - Dédougou. Les coordonnées géographiques du site sont : 04°16' de longitude Ouest et 11°60' de latitude Nord. Ce site maraîcher longe le marigot Houet et les producteurs utilisent l'eau dudit marigot pour l'irrigation.

Les conditions climatiques qui y règnent sont celles de la zone sud-soudanienne. Cette zone est généralement caractérisée par une saison sèche allant de novembre à avril et une saison pluvieuse s'étalant de mai à octobre.

Le sol de ce site est argilo – sableux.

2.1.3. Le matériel biologique

Le matériel végétal est constitué de la variété de tomate Rossol qui est sensible aux pathogènes du sol surtout *Ralstonia solanacearum* (BORO, 2014).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont constitués de deux souches : la souche 1 (*Glomus aggregatum*) et de la souche 2 (inoculum mixte composé de *Acaulospora sp.* et *Glomus sp.*) (photos 3, 4 et 5). Ces souches proviennent respectivement du Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) de Dakar mais a été isolé au Burkina Faso et de la rhizosphère du niébé à Yakouta au nord du Burkina Faso.

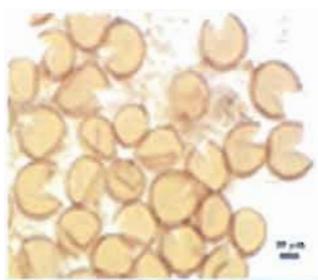


Photo 3 : Spores de *Glomus* (ou *Rhizophagus*) *aggregatum*
(Source : INVAM)



Photo 4 : Spore de *Acaulospora sp.*
(Source : INVAM)



Photo 5 : Spore de *Glomus sp.*
(Source M.W. Yaméogo)

Le *Trichoderma* est constitué de la souche 1 (*Trichoderma harzianum*) importée d'Afrique du Sud sous forme d'un pesticide en poudre et de la souche 2 (*Trichoderma harzianum*) isolée d'un sol maraîcher de Tabtenga au Burkina Faso et conservée au laboratoire de phytopathologie de l'Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso.

Les agents pathogènes inoculés sont : *F. oxysporum* isolé du site de Kiri et *R. solanacearum* phylotype III qui était déjà isolée et conservée au laboratoire de bactériologie de l'INERA Station de Farako-Bâ.

2.2. Méthodes

2.2.1. La préparation des inocula

2.2.1.1. La préparation de l'inoculum de CMA

La production d'inoculum a consisté à multiplier les deux souches de CMA au laboratoire de microbiologie forestière du Département Environnement et Forêts de l'INERA à Ouagadougou.

A cet effet, une plante mycotrophe, le petit mil (*Pennisetum glaucum*), est cultivée dans des pots contenant 250 g d'inoculum initial des souches et 1750 g de sable stérile sous des abris utilisés comme serre (photo 6). Le nombre de pots est fonction de la quantité d'inoculum à produire. Ces pots sont arrosés régulièrement à la capacité au champ et reçoivent tous les 15 jours 100 ml d'une solution de Long Ashton (HEWITT, 1966 cité par HARO, 2011) (annexe 3). L'inoculum est obtenu après trois (3) mois de culture, et il est constitué d'un mélange de spores, de fragments de racines mycorhizés de petit mil et de sable (photo 7).



Photo 6 : Petit mil utilisé comme plante mycotrophe des CMA (HARO, 2011)



Photo 7 : Inoculum de CMA au bout de 3 mois (HARO, 2011)

2.2.1.2. La préparation de l'inoculum de *Trichoderma*

La multiplication des souches de *Trichoderma* a été réalisée dans des boîtes de Petri contenant un milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar) (photos 8 et 9) préalablement autoclavé pendant 25 mn sous une pression de 1 bar et une température de 120 °C. Ces boîtes sont ensuite incubées à la température de 22 à 25 °C pendant 10 jours.



Photo 8 : *Trichoderma harzianum* d'Afrique du Sud (Photo COMBARY S.)



Photo 9 : *Trichoderma harzianum* de Tabtenga au Burkina Faso (Photo COMBARY S.)

A la fin de l'incubation, pour préparer la suspension conidienne (photo 10), 10 ml d'eau stérile a été versée à la surface de chaque colonie. A l'aide d'une pipette pasteur coudée, la surface mycélienne est raclée légèrement afin de libérer les conidies. Les suspensions obtenues sont filtrées et la concentration conidienne a été évaluée à l'aide d'une cellule de Fuchs-Rosenthal, puis ajustée à 10^6 conidies/ml avec de l'eau stérile.



Photo 10 : Inoculum de *Trichoderma* souche 1 d'Afrique du Sud à gauche et souche 2 de Tabtenga à droite (Photo COMBARY S.)

2.2.1.3. La préparation de l'inoculum de *F. oxysporum*

L'inoculum de *F. oxysporum* a été obtenu par isolement, purification et multiplication à partir de plants de tomate présentant des symptômes de la fusariose. Mais avant la multiplication et l'inoculation, un test rapide de pathogénicité a été réalisé sur des graines et des plantules sur milieu gélosé.

Pour l'isolement, différentes parties (racines, collets et tiges) des échantillons de plants de tomate présentant des symptômes de la fusariose ont été coupés en fragments d'environ 0,5 cm, puis désinfectés superficiellement par trempage dans de l'eau de javel à 1% pour une durée d'une minute. Les fragments sont ensuite rincés avec de l'eau distillée stérile et séchés entre 2 papiers buvard stériles. Une fois séchés, les fragments sont déposés dans des boîtes de Petri contenant un milieu malt-agar amendé de sulfate de streptomycine à raison de 250 mg/l afin d'éviter la prolifération des bactéries. Les boîtes de Petri ont été scellées avec du parafilm et mises en incubation sous la lumière proche UV (12 h) alternée avec l'obscurité à une température comprise entre 22 et 25°C pendant 5 jours.

La purification de *F. oxysporum* a été réalisée en repiquant successivement des fragments du front de croissance des jeunes cultures en développement. L'identification de l'agent pathogène a été réalisée au microscope et ce, d'après les caractéristiques des macroconidies, des phialides et des chlamydozoospores. Après purification, les isolats ainsi obtenus (photos 11 et 12) ont été conservés dans des tubes au laboratoire de phytopathologie de l'Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso pour servir à la multiplication de l'inoculum après le test de pathogénicité.



Photo 11 : Isolat de *Fusarium oxysporum* de Kiri (Photo COMBARY S.)

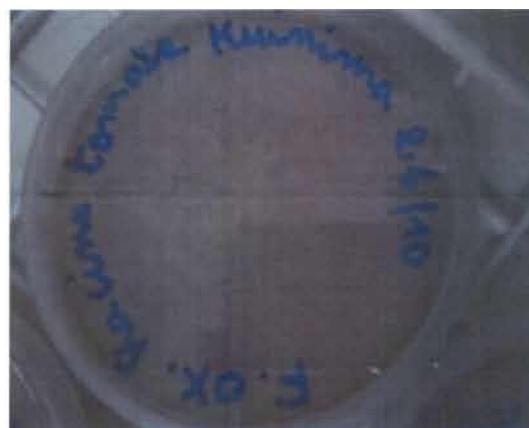


Photo 12 : Isolat de *Fusarium oxysporum* de Kuinima (Photo COMBARY S.)

Le test rapide de pathogénicité a consisté à inoculer des graines et des plantules de tomate sur milieu gélosé avec les isolats de *F. oxysporum* obtenus après purification afin d'identifier les isolats capables d'induire des symptômes de fusariose sur les plantes de tomate.

Le test rapide de pathogénicité sur les graines a consisté à tremper des graines de tomate, préalablement désinfectées à l'eau de javel 1%, dans une suspension conidienne de chaque type d'isolat de *F. oxysporum* à 10^6 conidies/ml. Puis ces graines infestées sont ensemencées sur un milieu gélosé contenu dans deux boîtes de pétri pour chaque type d'isolat de *F. oxysporum* à raison de cinq graines par boîte. Une boîte de Petri contenant un milieu gélosé et cinq graines de tomate non inoculées a servi de témoin. Sept jours plus tard, le taux de germination a été évalué à 50% de germination pour les graines infestées par chaque souche de *F. oxysporum* contre 100% de germination pour le témoin.

Le test rapide de pathogénicité sur les plantules a consisté à faire germer des graines de tomate, préalablement désinfectées à l'eau de javel 1%, dans huit tubes à essai contenant de la gélose. Après germination, on verse au pied de chaque plantule 10 μ l de suspension conidienne à raison de trois plantules pour chaque type d'isolat de *F. oxysporum* à 10^6 conidies/ml et 10 μ l d'eau stérile au pied de chacune des deux plantules restantes qui ont servi de témoin. Dix-neuf (19) jours plus tard, le taux de mortalité a été évalué à 66,66% de mortalité pour les plantules infectées par chaque souche de *F. oxysporum* dans des tubes à essai contre 0% de mortalité pour le témoin.

Les deux souches d'isolat de *F. oxysporum* ayant montré le même degré de pathogénicité, le choix a porté sur la souche de Kiri du fait qu'un essai en plein champ a été prévu sur ce site dans le cadre des présents travaux.

L'isolat de Kiri a donc été repiqué et multiplié afin d'obtenir une quantité suffisante de conidies pour les inoculations.

La multiplication de l'inoculum a été réalisée en ensemencant des fragments d'isolat pur dans des boîtes de Petri contenant chacune un milieu malt-agar préalablement autoclavé pendant 25 minutes sous une pression de 1 bar et une température de 120 °C. Après dépôt des fragments, les boîtes de Petri sont scellées avec du parafilm et mises en incubation sous 12 h de lumière proche UV alternée avec l'obscurité à une température comprise entre 22 et 25°C pendant 5 jours. A l'issue de cette étape, des explants de 5 mm de diamètre de *F. oxysporum* sont prélevés dans la zone frontale des colonies mycéliennes de 5 jours d'âge ; puis déposés dans des boîtes de Pétri contenant un milieu de culture PDA. Les boîtes de Pétri sont ensuite

scellées avec du parafilm, puis incubées pendant 11 jours. Pour la préparation de la suspension conidienne, 10 ml d'eau stérile sont versés à la surface de chaque colonie de 11 jours. A l'aide d'une pipette Pasteur coudée, la surface mycélienne est raclée légèrement afin de libérer les conidies. Les suspensions obtenues sont filtrées et la concentration conidienne a été évaluée à l'aide d'une cellule de Fuchs-Rosenthal, puis ajustée à 10^6 conidies /ml avec de l'eau stérile.



Photo 13 : Inoculum de *Fusarium oxysporum* de Kiri (Photo COMBARY S.)

2.2.1.4. La préparation de l'inoculum de *R. solanacearum*

Pour préparer la suspension bactérienne à 10^8 CFU/ml (photo 14), une prise d'anse de la souche pure de *R. solanacearum* phylotype III a été prélevée et mélangée à 5 ml d'eau distillée stérile sous une hotte à flux laminaire. Le contenu est agité au vortex de manière à bien dissoudre la souche. La densité optique (DO) à 600 nm a été mesurée en mettant 1 ml de la suspension bactérienne dans une cuve de spectrophotomètre puis ajustée à une densité optique de 0,2 avec une incertitude de 10% selon la formule :

Volume d'eau distillée stérile à ajouter = $((DO_{\text{obtenue}} - DO_{\text{voulue}}) / DO_{\text{voulue}}) * V_{\text{restant}}$

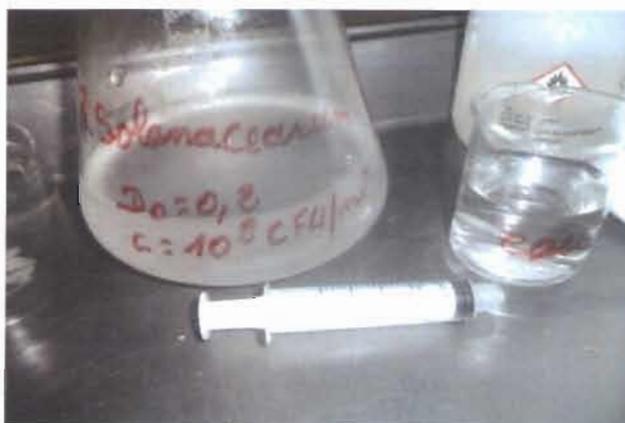


Photo 14 : Inoculum de *R. solanacearum* phylotype III (Photo COMBARY S.)

2.2.2. Les travaux en pépinière

2.2.2.1. La préparation du sol de la pépinière

Le bac de semis, d'environ 3 m de long et 1 m de large, a été rempli d'un mélange homogène équilibré en volume à raison de un tiers (1/3) de terreau, un tiers (1/3) de sable fin et un tiers (1/3) de fumier. Le terreau a été prélevé sur un sol de texture sablo-argileuse dans l'horizon 0 à 20 cm à la station de l'INERA à Farako-Bâ. Le terreau et le sable ont été tamisés pour éliminer les gros débris pouvant empêcher la germination.

Le mélange a été stérilisé dans une demi-barrique pendant une journée. Après refroidissement, le mélange ainsi stérilisé a servi à remplir le bac de semis ; puis arrosé pour stabiliser la terre. La terre stabilisée a été laissée au repos pendant 10 jours pour permettre la reprise de l'activité biologique du sol.

2.2.2.2. Les semis

Dix (10) jours après stabilisation de la terre, les semis ont été effectués en lignes espacées de 20 cm et à la volée.

2.2.2.3. L'entretien de la pépinière

La pépinière était irriguée à la demande à partir du jour de semis à raison d'un arrosage tous les deux (2) jours.

Dix (10) jours après semis, un binage a été réalisé à l'aide d'une binette afin d'ameublir le sol, de faciliter le drainage de l'eau et la conservation de l'humidité dans le sol.

2.2.3. La mise en place et l'entretien des essais

2.2.3.1. Le dispositif expérimental de l'essai en vase de végétation

Le dispositif expérimental est un bloc Fisher complètement randomisé composé de 10 traitements pour chacun des deux agents pathogènes testés et en 10 répétitions (annexe 1). Une répétition étant constituée par un pot portant un (1) plant de tomate.

Les traitements pour l'expérimentation sur *F. oxysporum* sont :

F₀ : Témoin négatif sain	F₅ : <i>Trichoderma</i> souche 2
F₁ : Témoin positif	F₆ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 1
F₂ : CMA souche 1	F₇ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 2
F₃ : CMA souche 2	F₈ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 1
F₄ : <i>Trichoderma</i> souche 1	F₉ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 2

Les traitements pour l'expérimentation sur *R. solanacearum* sont :

R₀ : Témoin négatif sain	R₅ : <i>Trichoderma</i> souche 2
R₁ : Témoin positif	R₆ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 1
R₂ : CMA souche 1	R₇ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 2
R₃ : CMA souche 2	R₈ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 1
R₄ : <i>Trichoderma</i> souche 1	R₉ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 2

2.2.3.2. Le dispositif expérimental de l'essai en plein champ

Le dispositif expérimental est un bloc Fisher complètement randomisé composé de 10 traitements en 3 répétitions (annexe 2) ; une répétition étant constituée par une planche de 3 m x 2 m soit 6 m² portant 4 lignes de 4 pieds de tomate chacune. La parcelle d'expérimentation a été confirmée être infestée par *F. oxysporum* et *R. solanacearum* à travers le précédent cultural, les isolements et le test du verre d'eau.

Les traitements pour l'expérimentation en plein champ sont :

T₀ : Témoin négatif sain	T₅ : <i>Trichoderma</i> souche 2
T₁ : Témoin positif	T₆ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 1
T₂ : CMA souche 1	T₇ : CMA souche 1 et <i>Trichoderma</i> souche 2
T₃ : CMA souche 2	T₈ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 1
T₄ : <i>Trichoderma</i> souche 1	T₉ : CMA souche 2 et <i>Trichoderma</i> souche 2

2.2.3.3. Le remplissage des pots

Les pots qui sont des seaux plastiques d'environ 4 litres chacun (20 cm de diamètre et 15 cm de hauteur) ont été remplis avec un mélange équilibré en volume de terreau, sable et 25 g de fumier par pot.

La détermination de la quantité minimale de fumier à appliquer comme fumure de fond a été faite sur la base de :

- la profondeur d'enracinement des plantes de tomate qui est en moyenne de 10 cm ;
- la densité apparente du sol qui est en moyenne de 1,6 ;
- la dose moyenne de fumure organique appliquée par les maraîchers qui est de 10 T de fumier à l'hectare.

En prenant en compte ces préalables, nous avons déterminé dans un premier temps la masse totale de sol exploré par le système racinaire de la tomate pour une superficie d'un hectare par la formule : $Densité = Masse / Volume$.

La connaissance de cette masse de terre mise à contribution nous a permis de calculer dans un second temps la quantité de fumier à mélanger avec 1 kg de terre à travers une règle de trois. Après calcul, on obtient 6,25 g de fumier pour 1 kg de terre (SOME, 2001).

Sachant que le remplissage des 200 pots nécessite 800 kg de terre à raison de 4 kg de terre par pot, la quantité totale de fumier qui a été mélangée aux 800 kg de terre est de 5 kg.

Après stérilisation dans une demi-barrique pendant une journée et refroidissement, le mélange a servi à remplir les pots. Chaque pot a reçu 4 kg de ce mélange. Après remplissage, la terre a été arrosée pour être stabilisée pendant 15 jours afin de permettre la reprise de l'activité biologique du sol.

2.2.3.4. La préparation des parcelles expérimentales

Les travaux de préparation des parcelles expérimentales ont commencé par le labour à une profondeur variant entre 15 et 20 cm ; puis l'émiettement à la daba pour briser les grosses mottes de terre et niveler le terrain, suivi de la délimitation des parcelles élémentaires dont les dimensions sont 3 m x 2 m soit 6 m² et espacées de 0,5 m. Après l'enfouissement de 6 kg de fumier par parcelle, toutes les parcelles ont été aplanies et nivelées pour permettre un bon drainage et une bonne distribution de l'eau d'irrigation. Ensuite, les parcelles des traitements T₀ ont été stérilisées en versant de façon homogène une demi-barrique d'eau bouillante sur chacune de ces parcelles puis en recouvrant immédiatement chaque parcelle avec du plastique

noir jusqu'au refroidissement. Et enfin, toutes les parcelles ainsi préparées ont été irriguées pour stabiliser la terre pendant 10 jours avant le repiquage.

2.2.3.5. Le repiquage

Le repiquage a été fait avec des plants âgés de 5 semaines issus de la pépinière. Pour l'essai en vase de végétation, chaque pot a reçu un (1) plant. Quatorze (14) jours après le repiquage, 14 plants n'ayant pas repris ont été remplacés.

Pour l'essai en plein champ, chaque parcelle a reçu 16 plants en 4 lignes espacées de 80 cm et portant chacune 4 plants espacés de 50 cm. Tous les plants repiqués ont repris et il n'y a pas eu de remplacement.

Juste avant le repiquage, les souches de CMA et de *Trichoderma* ont été inoculées.

2.2.3.6. L'entretien des essais

L'essai en vase de végétation a été conduit pendant deux (2) mois jusqu'au début de la fructification et l'essai en plein champ a été conduit pendant trois (3) mois jusqu'à la récolte. Les travaux d'entretien des essais ont concerné l'irrigation à la demande à partir du jour de repiquage à raison d'un arrosage tous les deux (2) jours jusqu'à la fin de l'expérimentation et les traitements insecticides contre les mouches blanches à base de Deltaméthrine (Deltacal) à raison d'un traitement par semaine, à la dose de 2 ml/l d'eau.

Pour l'essai en plein champ, il y a eu un sarclo-binage un mois après le repiquage et un sarclage deux mois après le repiquage ; puis le tuteurage à l'aide de branches d'arbustes dès le début de la fructification.

2.2.4. Les inoculations

2.2.4.1. L'inoculation des CMA

L'inoculation des CMA a été faite juste avant le repiquage et chaque poquet de repiquage des traitements F₂, F₆, F₇, R₂, R₆, R₇, T₂, T₆, T₇ a reçu 40 g (soit 1% de la quantité de terre dans le pot) d'inoculum de CMA souche 1 ; tandis que chaque poquet de repiquage des traitements F₃, F₈, F₉, R₃, R₈, R₉, T₃, T₈, T₉ a reçu 40 g d'inoculum de CMA souche 2.

2.2.4.2. L'inoculation de *Trichoderma*

L'inoculation de *Trichoderma* a été faite juste avant le repiquage par trempage des racines des plants dans les suspensions conidiennes à 10⁶ conidies/ml pendant 30 mn ; puis chaque poquet

de repiquage des traitements F₄, F₆, F₈, R₄, R₆, R₈, T₄, T₆, T₈ a reçu 10 ml d'inoculum de *Trichoderma* souche 1 à 10⁶ conidies/ml ; tandis que chaque poquet de repiquage des traitements F₅, F₇, F₉, R₅, R₇, R₉, T₅, T₇, T₉ a reçu 10 ml d'inoculum de *Trichoderma* souche 2 à 10⁶ conidies/ml.

2.2.4.3. Les inoculations de *F. oxysporum* et de *R. solanacearum*

Les inoculations de *F. oxysporum* et de *R. solanacearum* ont été faites respectivement 18 jours et 17 jours après le repiquage de l'essai en vase de végétation. Ainsi, chaque plant de tomate des traitements F₁, F₂, F₃, F₄, F₅, F₆, F₇, F₈, F₉ a reçu au niveau du collet et des racines 10 ml d'inoculum de *F. oxysporum* à 10⁶ conidies/ml (photo 16). Chaque plant de tomate des traitements R₁, R₂, R₃, R₄, R₅, R₆, R₇, R₈, R₉ a reçu au niveau du collet et des racines 2 ml d'inoculum de *R. solanacearum* à 10⁸ CFU/ml. Juste avant l'inoculation, la terre autour de chaque pied a été légèrement remuée et des scarifications ont été faites sur le collet et les racines à l'aide de scalpels préalablement désinfectés à l'alcool et à la flamme (photo 15).



Photo 15 : Scarifications du collet et des racines (Photo COMBARY S.)



Photo 16 : Inoculation de *F. oxysporum* (Photo COMBARY S.)

2.2.5. La vérification de la présence des agents pathogènes, de *Trichoderma* et des CMA

2.2.5.1. Le ré-isolement de *F. oxysporum*

Le ré-isolement de *F. oxysporum* a été fait conformément à la méthode d'isolement décrite au paragraphe 2.2.1.3. (page 24). L'identification de l'agent pathogène a été réalisée à la loupe et au microscope et ce, d'après les caractéristiques des macroconidies, des phialides, des chlamydospores, la forme et la couleur rose des colonies.

2.2.5.2. La vérification de la présence de *R. solanacearum* par le test du verre d'eau

Le test du verre d'eau a consisté à prélever de façon aléatoire les tiges de tomate des traitements R₁, R₂, R₃, R₄, R₅, R₆, R₇, R₈, R₉ et T₈ ayant présenté les symptômes du flétrissement bactérien et à les laver à l'eau de robinet. Les tiges ont été ensuite taillées obliquement et plongées dans des béchers transparents contenant de l'eau limpide pour observer la présence ou non d'un filament blanc laiteux qui diffuse dans l'eau.

2.2.5.3. Le ré-isolement de *Trichoderma*

Dix (10) grammes de l'échantillon de sol de chaque traitement ayant reçu les souches de *Trichoderma* ont été introduits dans un erlenmeyer contenant 100 ml d'eau stérile. A l'aide d'une pipette Pasteur, cinq (5) gouttelettes de la solution de sol ont été déposées dans des boîtes de Petri contenant un milieu PDA. Ces boîtes de Petri ont été mises en incubation sous 12 h de lumière proche UV alternée avec l'obscurité 12 h à la température de 22 à 25°C pendant 5 jours. A la fin de l'incubation, l'identification est faite sur la base des caractères cultureux du champignon et des organes de fructifications (Colonie, phialides et conidies).

2.2.5.4. La vérification de la présence des CMA

A la fin de l'expérimentation, un prélèvement aléatoire d'environ 1 g de racines fines sur trois (3) plants de chacun des traitements F₂, F₃, F₆, F₇, F₈, F₉, R₂, R₃, R₆, R₇, R₈, R₉, T₂, T₃, T₆, T₇, T₈, T₉ ayant reçu les souches de CMA a été fait. Ces racines ont été colorées au laboratoire de microbiologie de l'INERA/DEF à Ouagadougou selon la méthode décrite par PHILLIPS *et* HAYMANN (1970), puis observées au microscope pour vérifier la présence de l'infection mycorhizienne à travers les vésicules, arbuscules ou filaments mycéliens.

2.2.6. La collecte des données

La mesure du diamètre au collet et de la hauteur des plants a été réalisée tous les six (6) jours à partir de la date d'inoculation de *F. oxysporum* et de *R. solanacearum* pour l'essai en vase de végétation et à partir de la reprise des plants pour l'essai en plein champ.

La notation des symptômes de la fusariose et de la bactériose a été réalisée tous les trois (3) jours à partir de la date d'inoculation de *F. oxysporum* et de *R. solanacearum* pour l'essai en vase de végétation et à partir de la reprise des plants pour l'essai en plein champ. La mesure de l'état sanitaire des plants est basée sur une échelle de notation des symptômes de la fusariose (tableau I) et une échelle de notation des symptômes de la bactériose (tableau II).

Tableau I : Echelle de notation des symptômes de la fusariose (VAKALOUNAKIS et FRAGKIADAKIS, 1999)

Classe de notation	Caractéristiques de la plante
0	Plant sain
1	Léger jaunissement des feuilles, légère pourriture du collet
2	Jaunissement important des feuilles avec ou sans flétrissement, rabougrissement du plant, pourriture importante du collet et brunissement des vaisseaux de la tige
3	Plant mort

Tableau II : Echelle de notation des symptômes du flétrissement bactérien sur les solanacées lors du test de pathogénicité (COUPAT-GOUTALAND *et al.*, 2011)

Classe de notation	Caractéristiques de la plante
0	Plant sain “sans symptômes apparents”
1	1 seule feuille flétrie
2	3 feuilles flétries
3	Toutes les feuilles flétries
4	Tige totalement repliée ou morte

Un plant a été prélevé de façon aléatoire dans chacun des traitements F₁, F₂, F₃, F₄, F₅, F₆, F₇, F₈, F₉, T₁, T₄, T₇ pour ré-isoler le *F. oxysporum* afin de prouver sa présence.

Un plant a été prélevée de façon aléatoire dans chacun des traitements R₁, R₂, R₃, R₄, R₅, R₆, R₇, R₈, R₉ et T₈ pour faire le test du verre d'eau afin de prouver la présence de *R. solanacearum*.

Le prélèvement de façon aléatoire de la terre sous le pieds de tomate d'un pot de chacun des traitements F₄, F₅, F₆, F₇, F₈, F₉, R₄, R₅, R₆, R₇, R₈, R₉, T₄, T₅, T₆, T₇, T₈, T₉ pour ré-isoler le *Trichoderma* afin de prouver sa présence dans le sol.

Le prélèvement aléatoire d'environ 1g de racines fines sur trois (3) plants de chacun des traitements F₂, F₃, F₆, F₇, F₈, F₉, R₂, R₃, R₆, R₇, R₈, R₉, T₂, T₃, T₆, T₇, T₈, T₉ ayant reçu les CMA pour observer les structures mycorhiziennes des CMA afin de prouver leur présence.

Le prélèvement de façon aléatoire de six (6) plants par traitement pour l'expérimentation sur *F. oxysporum* et quatre (4) plants par traitement pour l'expérimentation sur *R. solanacearum* afin d'évaluer la biomasse racinaire sèche et la biomasse aérienne sèche.

La récolte des fruits mûrs par parcelle a été réalisée tous les six (6) jours au niveau de l'essai en plein champ. Mais seules les récoltes des plants de tomate au centre de la parcelle sur une surface utile de 1,6 m² ont été considérées pour le calcul du rendement afin d'éviter les effets de bordures.

2.2.7. L'analyse des données

L'analyse des données a été faite par le calcul des paramètres suivants à l'aide du logiciel Microsoft Office Exel 2007.

L'indice de sévérité des attaques (ISA) pour l'expérimentation sur *F. oxysporum* :

$ISA = (N_2 + N_3) / N_t$; avec **ISA**: indice de sévérité des attaques ; **N₂** : nombre de plants ayant la note 2 ; **N₃** : nombre de plants ayant la note 3 ; **N_t** : nombre total de plants observés.

Area Under the Disease Progress Curve (AUDPC) qui rend compte de la cinétique de progression de la fusariose au cours du temps pour l'expérimentation sur *F. oxysporum* :

$AUDPC = \sum T_i = 3 ((ISA_i + ISA_{i-1}) / 2) (T_i - T_{i-1})$; avec **ISA_i** : indice de sévérité des attaques à la date *i* ; **ISA_{i-1}** : indice de sévérité des attaques précédant la date *i*, soit 3 jours avant *i* ; **T_i**: date *i* de notation ; **T_{i-1}**: date précédant *T_i*.

L'indice de flétrissement (IF) qui rend compte de la sévérité de la maladie pour l'expérimentation sur *R. solanacearum* :

$IF = (N_3 + N_4) / N_t$; avec **IF** : indice de flétrissement ; **N₃** : nombre de plants ayant la note 3 ; **N₄** : nombre de plants ayant la note 4 ; **N_t** : nombre total de plants observés.

Area Under the Disease Progress Curve (AUDPC) qui rend compte de la cinétique de progression de la bactériose au cours du temps pour l'expérimentation sur *R. solanacearum* :

$AUDPC = \sum T_i = 3 ((IF_i + IF_{i-1}) / 2) (T_i - T_{i-1})$; avec **IF_i** : Indice de flétrissement à la date *i* ; **IF_{i-1}** : Indice de flétrissement précédant la date *i* ; soit 3 jours avant *i* ; **T_i**: date *i* de notation ; **T_{i-1}**: date précédant *T_i*.

Le diamètre moyen au collet (D) des plants pour tous les essais :

$D = \Sigma Di / Nt$; avec D : diamètre moyen ; Di : diamètre du plant i mesuré ; Nt : nombre total de plants mesurés.

La hauteur moyenne (H) des plants pour tous les essais :

$H = \Sigma Hi / Nt$; avec H : hauteur moyenne ; Hi : hauteur du plant i mesuré ; Nt : nombre total de plants mesurés.

La biomasse racinaire sèche (BR) pour l'essai en vase de végétation :

$BR = \Sigma BRi / Nt$; avec BR : biomasse racinaire; BRi : biomasse racinaire du plant i prélevé ; Nt : nombre total de plants prélevés par traitement.

La biomasse aérienne sèche (BA) pour l'essai en vase de végétation :

$BA = \Sigma BAi / Nt$; avec BA : biomasse aérienne; BAi : biomasse aérienne du plant i prélevé ; Nt : nombre total de plants prélevés par traitement.

Le rendement (R) pour l'essai en plein champ :

$R = Qr / Sr$; avec R : rendement ; Qr : quantité récoltée ; Sr : surface utile de récolte qui est de $1,6 \text{ m}^2$

Puis l'efficacité des différents traitements a été comparée à l'aide d'une analyse de variance par le logiciel GenStat Discovery.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

3.1. Résultats

3.1.1. Les résultats de l'essai en vase de végétation

3.1.1.1. Les résultats de l'expérimentation sur *F. oxysporum*

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose

La figure 2 montre les effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose au cours du temps. Elle fait ressortir que les symptômes apparents de la fusariose se sont manifestés tardivement jusqu'à la 6^{ème} observation soit 18 jours après inoculation de *F. oxysporum*. Ces symptômes apparents se sont manifestés un peu plutôt au niveau des traitements F₁ (témoin positif), F₃ (CMA souche 2) et F₈ (CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1). Mais la progression de la maladie a été plus rapide et plus forte au niveau de F₁ par rapport aux autres traitements qui ont connu une faible progression de la maladie et surtout le traitement F₀ (Témoin négatif sain) qui n'a présenté aucun symptôme apparent de la fusariose.

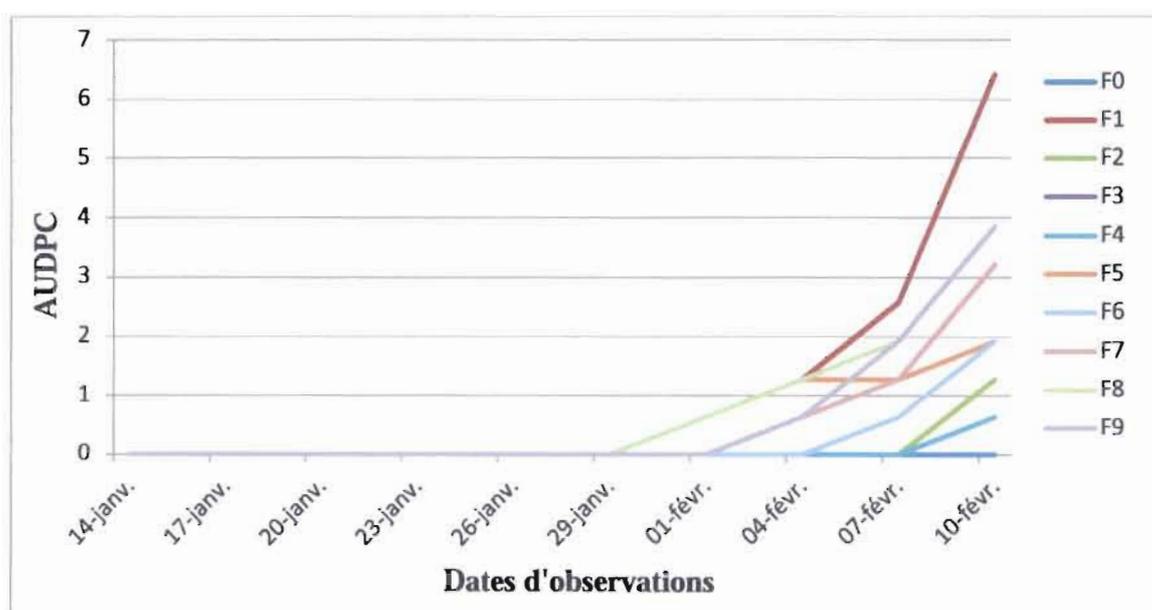


Figure 2 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose

F₀ : Témoin négatif sain

F₁ : Témoin positif

F₂ : CMA souche 1

F₃ : CMA souche 2

F₄ : *Trichoderma* souche 1

F₅ : *Trichoderma* souche 2

F₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

F₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

F₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

F₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plants

La figure 3 montre les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plants. Elle indique que les plants de tous les traitements étaient en pleine croissance depuis la première observation jusqu'à la troisième observation soit 18 jours après inoculation de *F. oxysporum* correspondant à la date du début d'apparition des symptômes de la fusariose selon les résultats de la cinétique de progression de la maladie. Mais à partir de cette date, la croissance en hauteur des plantes a ralenti sauf pour les traitements F₀ et F₆. Cependant, les plants du traitement F₉ (CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2) ont une meilleure croissance que les autres.

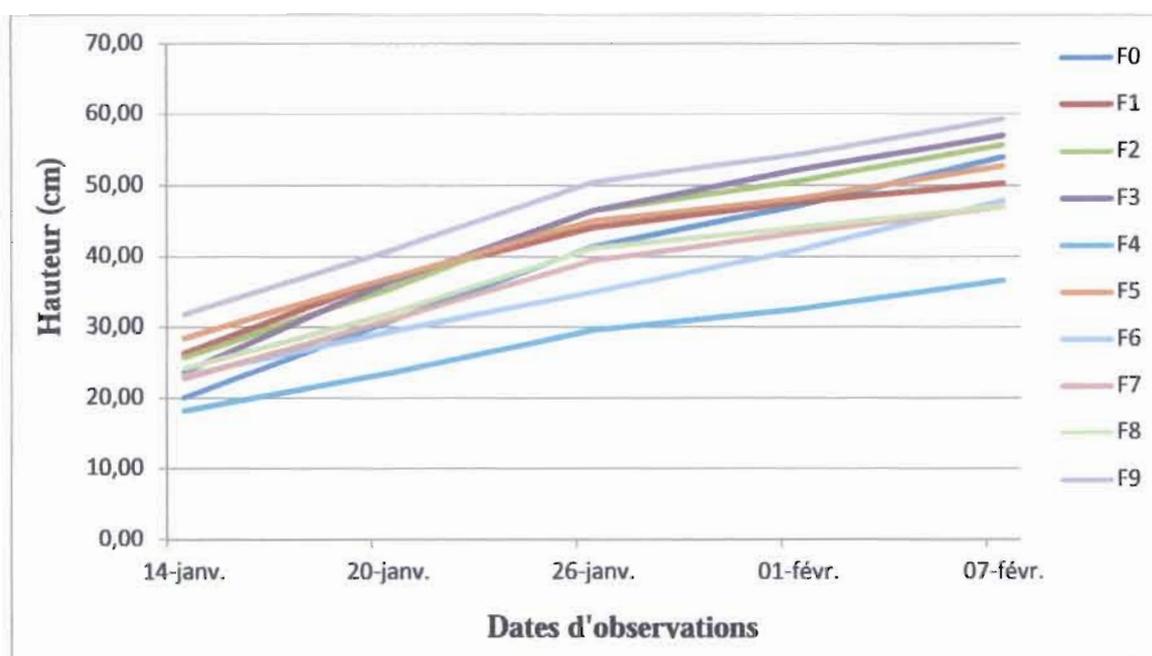


Figure 3 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plants

F₀ : Témoin négatif sain

F₁ : Témoin positif

F₂ : CMA souche 1

F₃ : CMA souche 2

F₄ : *Trichoderma* souche 1

F₅ : *Trichoderma* souche 2

F₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

F₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

F₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

F₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants

La figure 4 montre les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants. Elle indique que les plants de tous les traitements étaient en pleine croissance depuis la première observation jusqu'à la deuxième observation soit 12 jours après inoculation de *F. oxysporum*. Mais à partir de cette date, la croissance du diamètre au collet des plants a connu un léger ralentissement sauf pour le traitement F₀. Tout comme pour la hauteur des plants, la meilleure croissance du diamètre au collet s'observe chez les plants du traitement F₉ (CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2) qui suit le traitement témoin F₀.

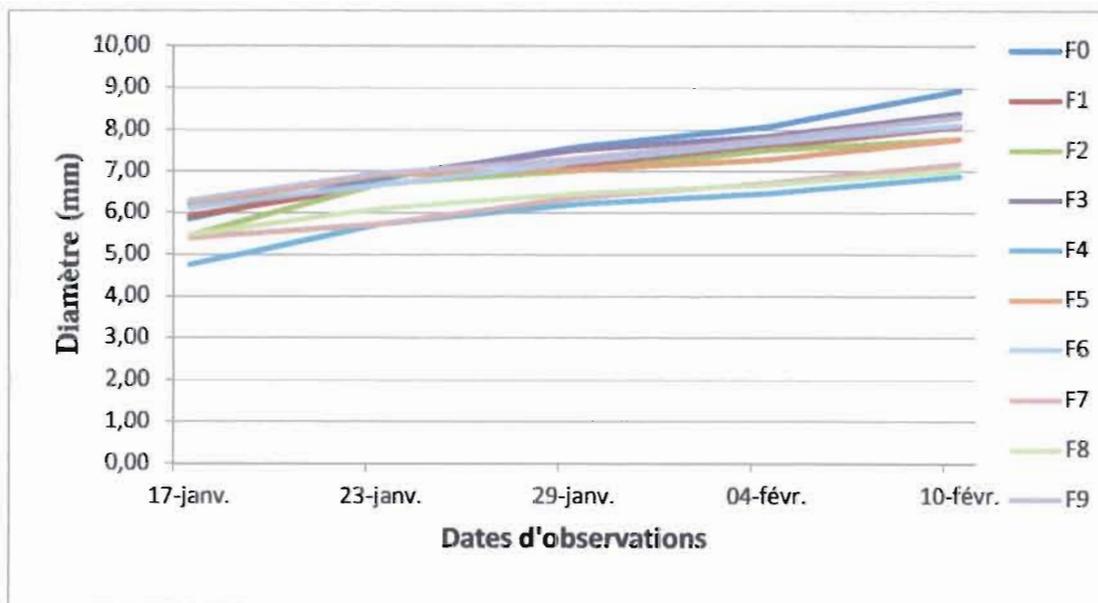


Figure 4 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants

F₀ : Témoin négatif sain

F₁ : Témoin positif

F₂ : CMA souche 1

F₃ : CMA souche 2

F₄ : *Trichoderma* souche 1

F₅ : *Trichoderma* souche 2

F₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

F₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

F₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

F₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la biomasse racinaire

La figure 5 montre les effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche moyenne par traitement obtenue après une analyse de variance au seuil de 5%. Elle fait ressortir que les biomasses racinaires moyennes entre les traitements n'ont pas une différence significative car la probabilité F calculée qui est de 0,081 est supérieure à 0,05.

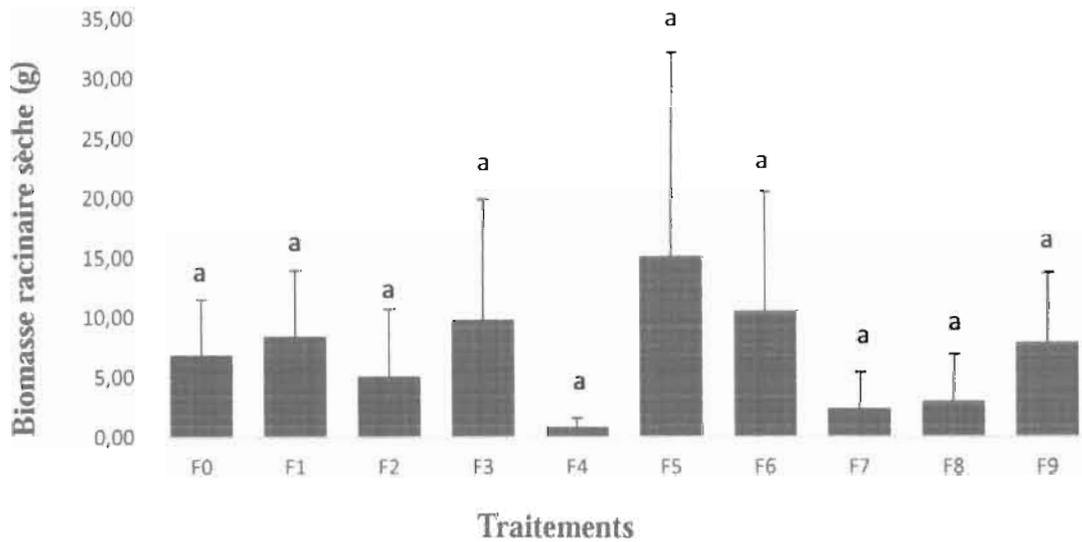


Figure 5 : Effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche

F₀ : Témoin négatif sain

F₁ : Témoin positif

F₂ : CMA souche 1

F₃ : CMA souche 2

F₄ : *Trichoderma* souche 1

F₅ : *Trichoderma* souche 2

F₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

F₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

F₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

F₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la biomasse aérienne

La figure 6 montre les effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche moyenne par traitement obtenue après une analyse de variance au seuil de 5%. Elle fait ressortir que les biomasses aériennes moyennes entre les traitements ont des différences significatives car la probabilité F calculée qui est de 0,012 est inférieure à 0,05. Les traitements ont été différenciés en trois groupes dont le premier est représenté par le traitement F₄ qui a la plus faible biomasse aérienne moyenne, le second constitué par les traitements F₀, F₁, F₂, F₃, F₅, F₆, F₇ et F₈ qui sont homogènes et le troisième représenté par le traitement F₉ qui a la plus grande biomasse aérienne moyenne.

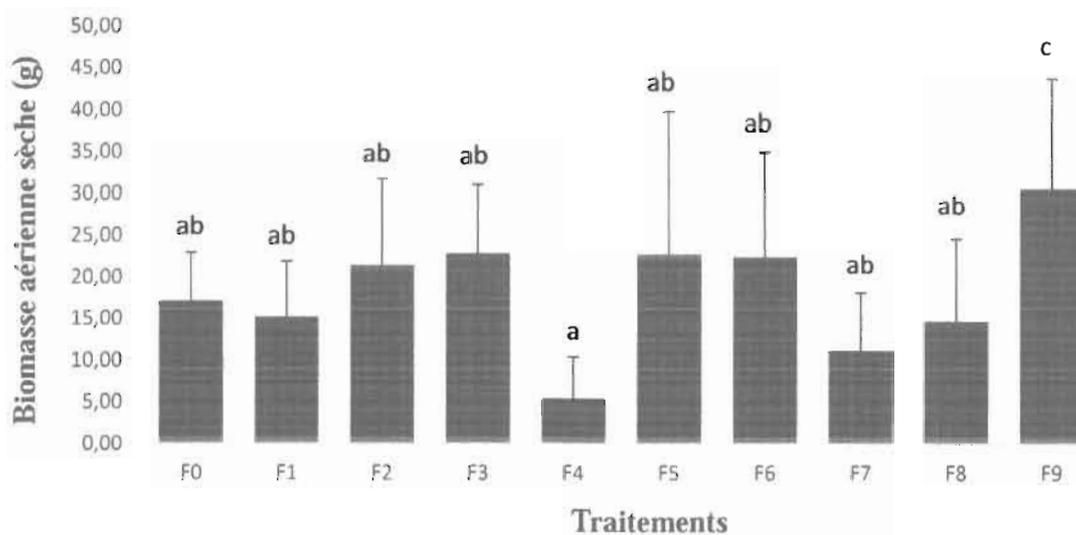


Figure 6 : Effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche

F₀ : Témoin négatif sain

F₁ : Témoin positif

F₂ : CMA souche 1

F₃ : CMA souche 2

F₄ : *Trichoderma* souche 1

F₅ : *Trichoderma* souche 2

F₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

F₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

F₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

F₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les photos 17, 18 et 19 comparent la physionomie des plants du traitement F₉ à celle des plants des traitements témoins F₀ et F₁. Ces photos viennent confirmer les résultats de l'analyse statistique selon lesquels les plants du traitement F₉ se comportent mieux face à la fusariose car ils ne présentent pas de symptômes apparents de la fusariose ou présentent de légers symptômes contrairement aux plants du traitement F₁ qui présentent un jaunissement important des feuilles, un brunissement des vaisseaux des tiges et un rabougrissement de certains plants. De plus, les plants du traitement F₉ sont plus vigoureux que ceux du traitement témoin F₀ car ils sont bien développés avec une importante biomasse aérienne qui nécessitait déjà des tuteurs pour se tenir droit contrairement aux plants des autres traitements.



Photo 17 : Plants de tomate du traitement F₀
(Photo COMBARY S.)



Photo 18 : Plants de tomate du traitement F₉
(Photo COMBARY S.)



Photo 19 : Plants de tomate du traitement F₁
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du ré-isolement de *F. oxysporum*

La photo 21 montre la souche de *F. oxysporum* ré-isolée à partir des plants de tomate présentant les symptômes de la fusariose (photo 20). D'après les caractéristiques des macroconidies, des phialides, des chlamydozoozores, la forme et la couleur rose des colonies, ce ré-isolement prouve la présence de *F. oxysporum*.



Photo 20 : Plant de tomate présentant les symptômes de la fusariose
(Photo COMBARY S.)



Photo 21 : Souche de *F. oxysporum* ré-isolée des plants infectés en vase de végétation
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du ré-isolement de *Trichoderma*

La photo 23 montre une souche de *Trichoderma* ré-isolée à partir d'échantillons de sol prélevés dans les traitements de l'expérimentation sur *F. oxysporum* (photo 22). D'après les caractères culturaux du champignon et des organes de fructification (Colonie, phialides et conidies), ce ré-isolement prouve la présence du *Trichoderma*.



Photo 22 : Echantillons de sol prélevés dans l'expérimentation sur *F. oxysporum* (Photo COMBARY S.)



Photo 23 : Souche de *T. harzianum* ré-isolée de l'expérimentation sur *F. oxysporum* (Photo COMBARY S.)

Les résultats de vérification de la présence des CMA

Les racines observées après coloration ont montré la présence de l'infection mycorhizienne. Mais le faible échantillonnage de 1g au lieu de 10g de racines par traitement n'a pas permis d'évaluer le taux et l'intensité de mycorhization.

3.1.1.2. Les résultats de l'expérimentation sur *R. solanacearum*

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose

La figure 7 montre les effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose au cours du temps. Elle fait ressortir que les symptômes apparents de la bactériose se sont manifestés très tôt dès la 2^{ème} et la 3^{ème} observations soit 6 et 9 jours après inoculation de *R. solanacearum* pour respectivement les traitements R₄ et R₆; puis à partir de la 6^{ème} observation pour les autres traitements. Ces symptômes apparents se sont manifestés beaucoup plus tôt au niveau des traitements R₄ et R₆ mais la progression de la maladie a été plus lente contrairement au traitement R₁ où la maladie a évolué plus rapidement pour atteindre la plus grande valeur de la cinétique de progression en dix (10) jours. Cependant, le traitement R₀ (Témoin négatif sain) n'a présenté aucun symptôme apparent de la bactériose.

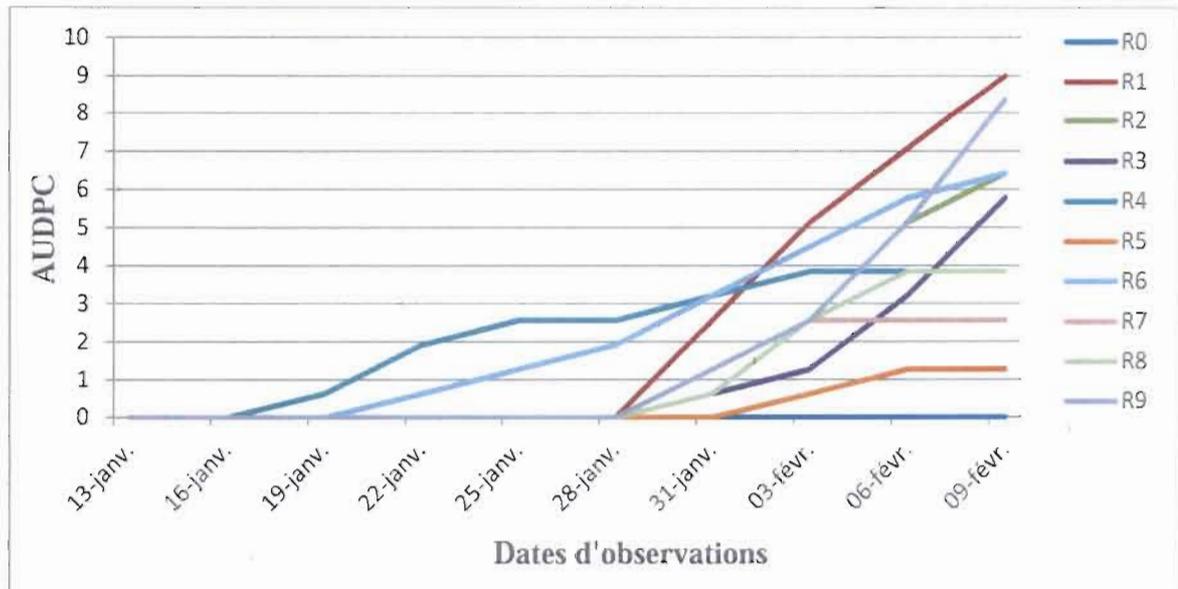


Figure 7 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose

R₀ : Témoin négatif sain

R₅ : *Trichoderma* souche 2.

R₁ : Témoin positif

R₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

R₂ : CMA souche 1

R₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

R₃ : CMA souche 2

R₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

R₄ : *Trichoderma* souche 1

R₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plants

La figure 8 montre les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plants. Elle indique que les plants de tous les traitements étaient en pleine croissance depuis la première observation jusqu'à la troisième observation soit 18 jours après inoculation de *R. solanacearum*. Mais à partir de cette date, la croissance en hauteur des plantes a ralenti sauf pour le traitement R₀. Cependant, les plants du traitement R₉ (CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2) ont une croissance plus active que les autres.

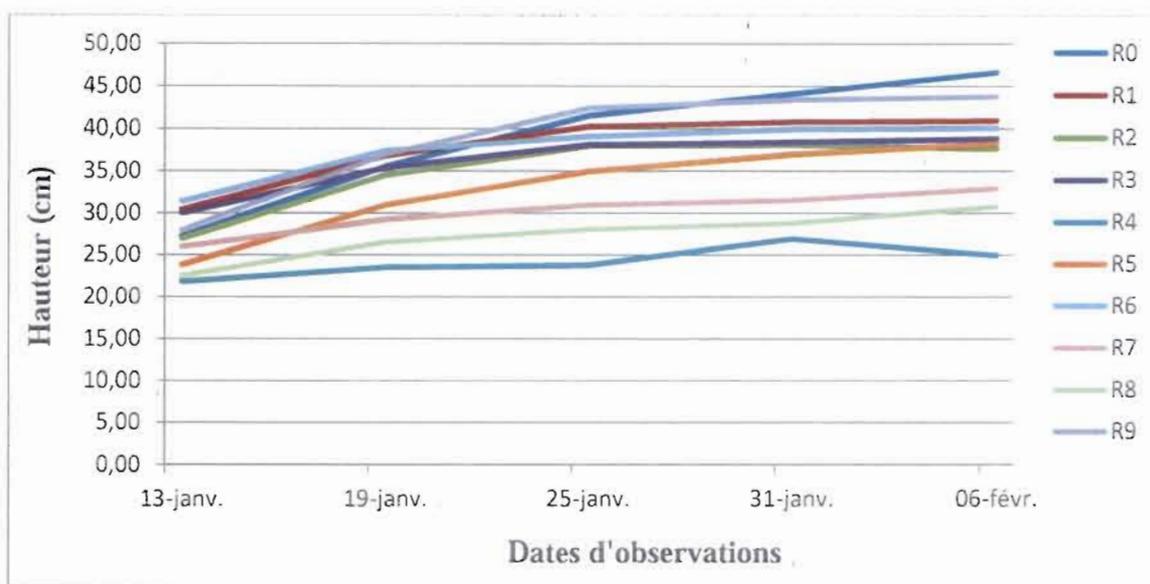


Figure 8 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plants

R₀: Témoin négatif sain

R₁: Témoin positif

R₂: CMA souche 1

R₃: CMA souche 2

R₄: *Trichoderma* souche 1

R₅: *Trichoderma* souche 2

R₆: CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

R₇: CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

R₈: CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

R₉: CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants

La figure 9 montre les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants. Elle indique que les plants de tous les traitements étaient en pleine croissance depuis la première observation jusqu'à la deuxième observation soit 12 jours après inoculation de *R. solanacearum*. Mais à partir de cette date, la croissance du diamètre au collet des plants a ralenti au niveau de tous les traitements à l'exception du traitement R₀.

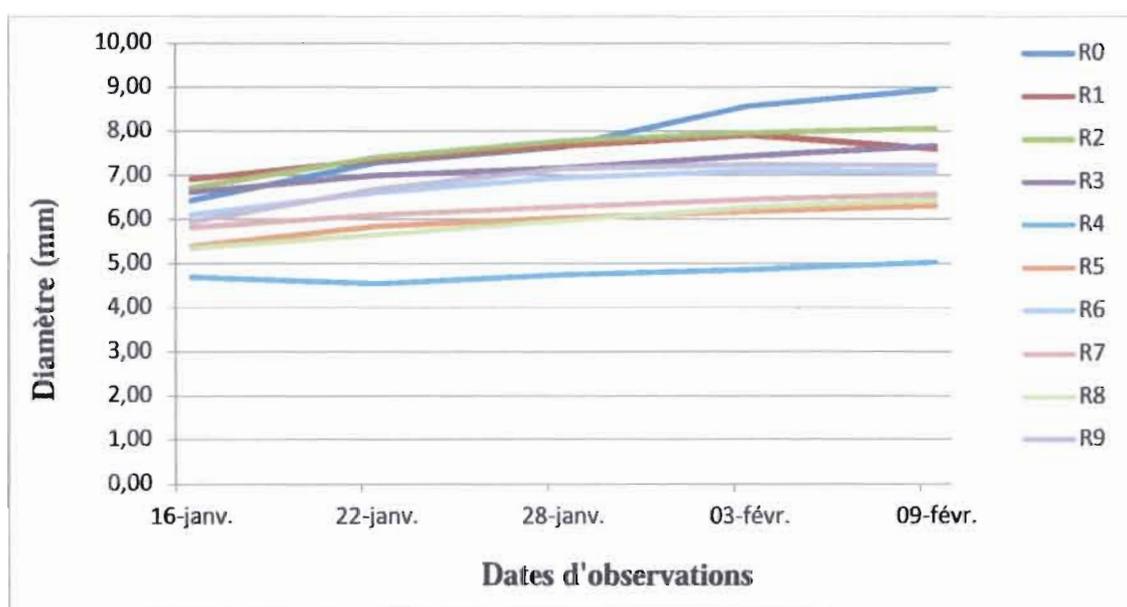


Figure 9 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants

R₀ : Témoin négatif sain

R₁ : Témoin positif

R₂ : CMA souche 1

R₃ : CMA souche 2

R₄ : *Trichoderma* souche 1

R₅ : *Trichoderma* souche 2

R₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

R₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

R₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

R₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la biomasse racinaire

La figure 10 montre les effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche moyenne par traitement obtenue après une analyse de variance au seuil de 5%. Elle fait ressortir que les biomasses racinaires moyennes varient en fonction des traitements et qu'il y a une différence très hautement significative entre les traitements car la probabilité F calculée est inférieure à 0,001. Les traitements ont été différenciés en deux groupes dont le premier représenté par le traitement R₀ a la plus grande biomasse racinaire moyenne et le second constitué par les autres traitements a des faibles biomasses racinaires moyennes.

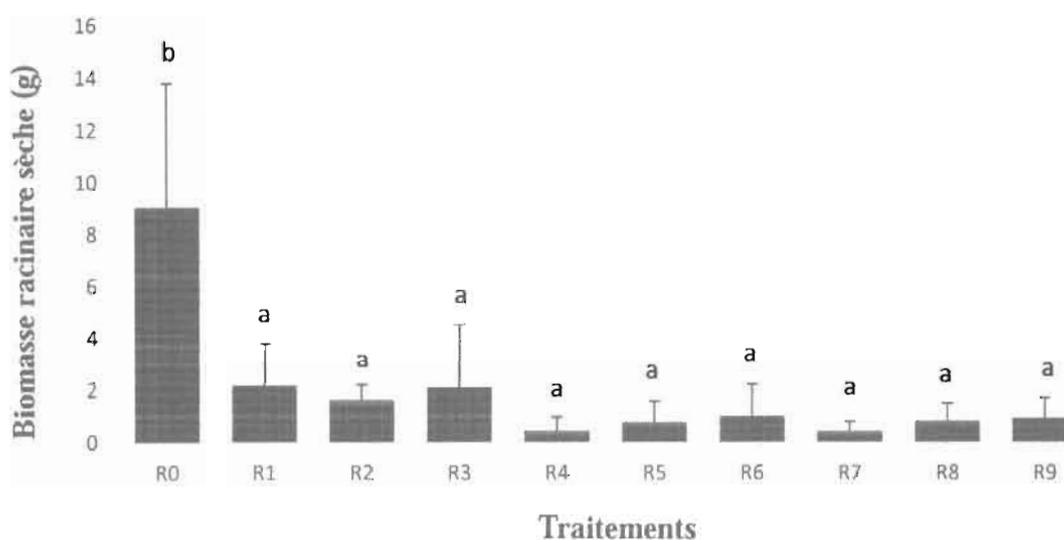


Figure 10 : Effets des traitements sur la biomasse racinaire sèche

R₀ : Témoin négatif sain

R₁ : Témoin positif

R₂ : CMA souche 1

R₃ : CMA souche 2

R₄ : *Trichoderma* souche 1

R₅ : *Trichoderma* souche 2

R₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

R₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

R₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

R₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la biomasse aérienne

La figure 11 montre les effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche moyenne par traitement obtenue après une analyse de variance au seuil de 5%. Elle fait ressortir que les biomasses aérienne moyennes varient en fonction des traitements et qu'il y a une différence significative entre les traitements car la probabilité F calculée qui est de 0,014 est inférieure à 0,05. Les traitements ont été différenciés en deux groupes dont le premier représenté par le traitement R₀ a la plus grande biomasse aérienne moyenne et le second constitué par les autres traitements a des faibles biomasses aériennes moyennes.

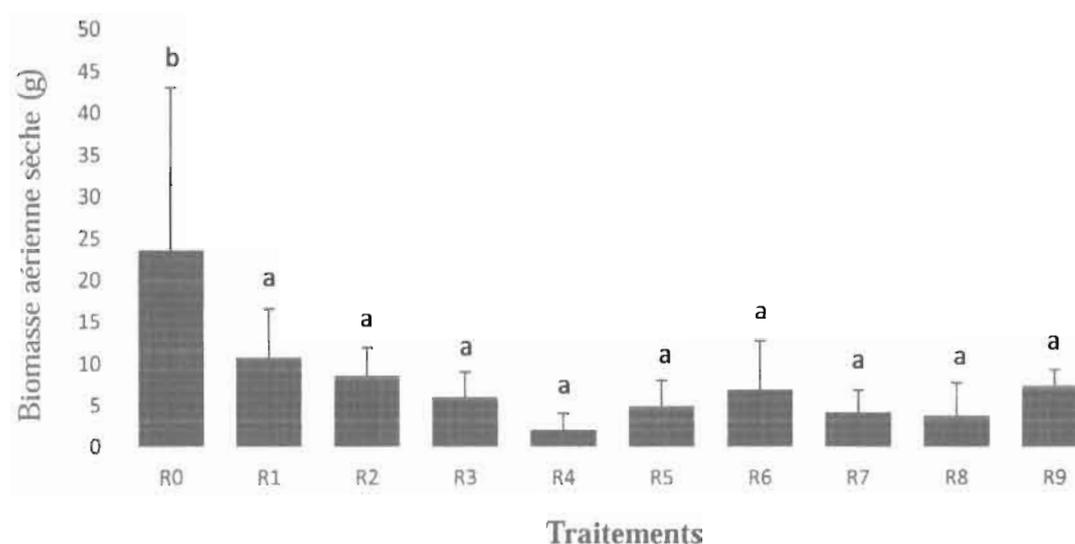


Figure 11 : Effets des traitements sur la biomasse aérienne sèche

R₀ : Témoin négatif sain

R₁ : Témoin positif

R₂ : CMA souche 1

R₃ : CMA souche 2

R₄ : *Trichoderma* souche 1

R₅ : *Trichoderma* souche 2

R₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

R₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

R₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

R₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les photos 24, 25 et 26 comparent la physionomie des plants du traitement R_2 à celle des plants des traitements témoins R_0 et R_1 . Ces photos viennent confirmer les résultats de l'analyse statistique selon lesquels, hors mis les plants du traitement R_0 qui ne présentent pas de symptômes apparents de la bactériose, les autres traitements présentent un important flétrissement bactérien.



Photo 24 : Plants de tomate du traitement R_0
(Photo COMBARY S.)



Photo 25 : Plants de tomate du traitement R_2
(Photo COMBARY S.)



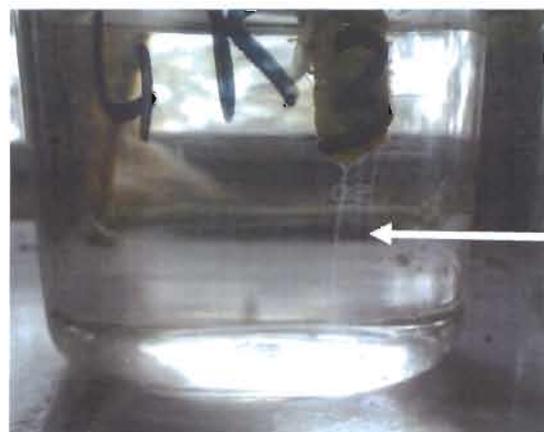
Photo 26 : Plants de tomate du traitement R_1
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du test du verre

La photo 28 montre les résultats du test du verre d'eau à partir des plants de tomate présentant les symptômes de la bactériose (photo 27). La présence d'un filament blanc laiteux qui diffuse dans l'eau confirme la présence de colonies de *R. solanacearum* dans tous les traitements à l'exception de R_0 .



Photo 27 : Plant de tomate présentant le flétrissement bactérien
(Photo COMBARY S.)



Filament blanc laiteux

Photo 28 : Résultat positif du test du verre d'eau sur les plants flétris (filament blanc laiteux indiqué par la flèche)
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du ré-isolement de *Trichoderma*

La photo 30 montre le *Trichoderma* ré-isolé à partir d'échantillons de sol prélevés dans les traitements de l'expérimentation sur *R. solanacearum* (photo 29). D'après les caractères cultureux du champignon et des organes de fructifications (Colonie, phialides et conidies), ce ré-isolement prouve la présence du *Trichoderma*.



Photo 29 : Echantillons de sol prélevés dans l'expérimentation sur *R. solanacearum*
(Photo COMBARY S.)



Photo 30 : Souche de *T. harzianum* ré-isolée de l'expérimentation sur *R. solanacearum*
(Photo COMBARY S.)

Les résultats de vérification de la présence des CMA

Ces résultats sont identiques à ceux décrits au paragraphe 3.1.1.1. (Page 43).

3.1.2. Les résultats de l'essai en plein champ

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose

La figure 12 montre les effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose au cours du temps. Elle fait ressortir que les symptômes apparents de la fusariose se sont manifestés tardivement jusqu'à la 11^{ème} observation. Ces symptômes apparents se sont manifestés un peu plus tôt au niveau des traitements T₁, T₇, T₈ et T₄. Mais au niveau de T₁ la maladie a évolué plus rapidement pour atteindre la plus grande valeur de la cinétique de progression en vingt un (21) jours, alors que certains traitements ont connu une faible progression de la maladie et d'autres traitements n'ont présenté aucun symptôme apparent de la fusariose.

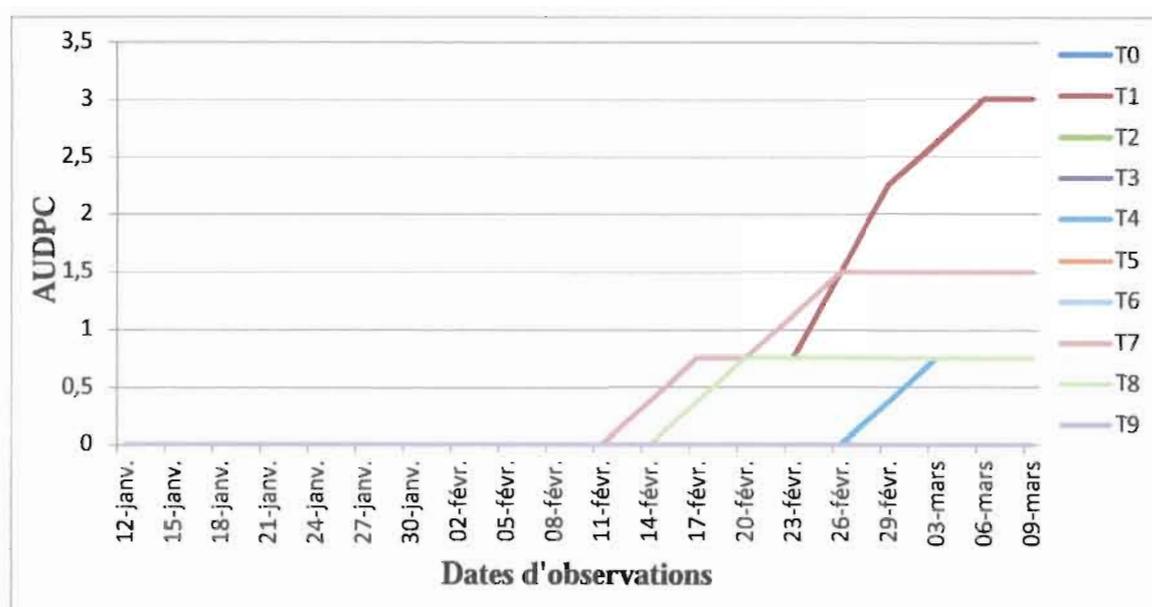


Figure 12 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose

T₀ : Témoin négatif sain

T₅ : *Trichoderma* souche 2

T₁ : Témoin positif

T₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

T₂ : CMA souche 1

T₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

T₃ : CMA souche 2

T₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

T₄ : *Trichoderma* souche 1

T₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose

La figure 13 montre les effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose au cours du temps. Elle fait ressortir que les symptômes apparents de la bactériose se sont manifestés très tôt dès la 4^{ème} observation mais seulement au niveau du traitement T₈.

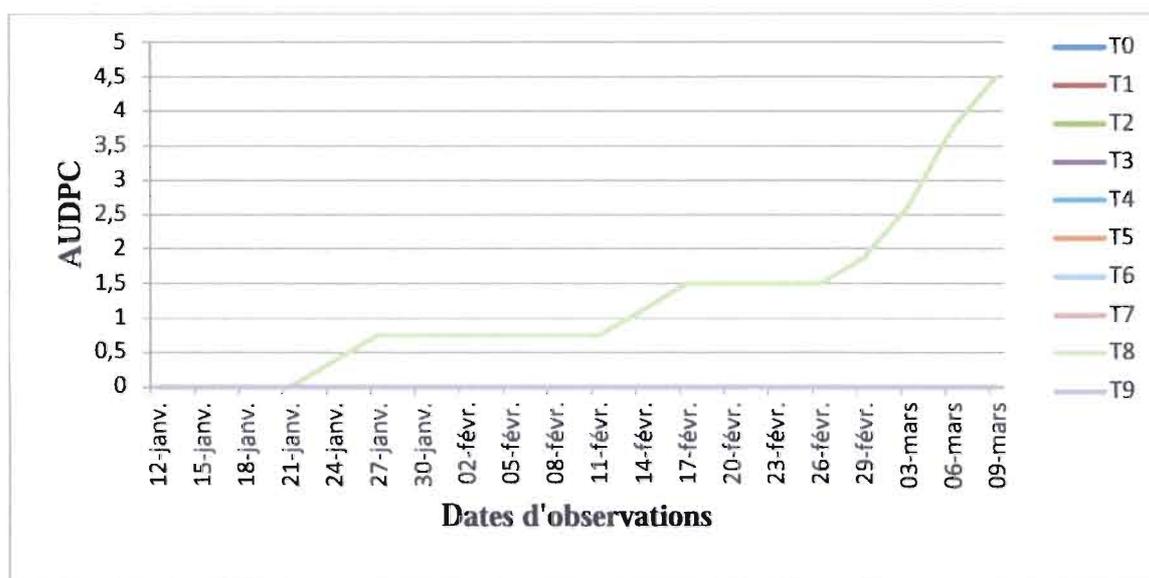


Figure 13 : Effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose

T₀ : Témoin négatif sain

T₅ : *Trichoderma* souche 2

T₁ : Témoin positif

T₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

T₂ : CMA souche 1

T₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

T₃ : CMA souche 2

T₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

T₄ : *Trichoderma* souche 1

T₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plantes

La figure 14 montre les effets des traitements sur la croissance en hauteur des plantes. Elle indique que les plantes de tous les traitements étaient en pleine croissance avec des hauteurs plus ou moins homogènes dès la première observation. A partir de la septième observation, la croissance en hauteur des plantes a ralenti et les plantes du traitement T₉ ont montré une forte croissance avec plus de 50 cm de hauteur.

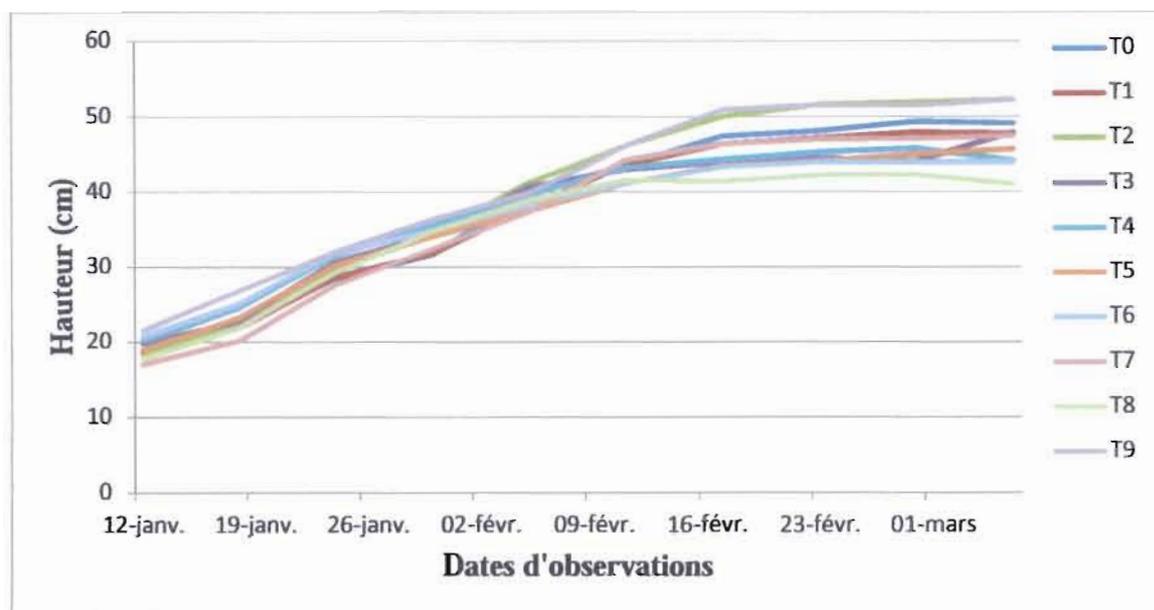


Figure 14 : Effets des traitements sur l'évolution de la hauteur des plantes

T₀ : Témoin négatif sain

T₁ : Témoin positif

T₂ : CMA souche 1

T₃ : CMA souche 2

T₄ : *Trichoderma* souche 1

T₅ : *Trichoderma* souche 2

T₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

T₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

T₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

T₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plantes

La figure 15 montre les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plantes. Elle indique que les plantes de tous les traitements étaient en pleine croissance depuis la première observation. Mais à partir de la septième observation, la croissance du diamètre au collet des plantes a connu un léger ralentissement avec des diamètres plus ou moins homogènes sauf les plantes du traitement T₉ qui ont montré une forte croissance avec plus de 12 mm de diamètre au collet.

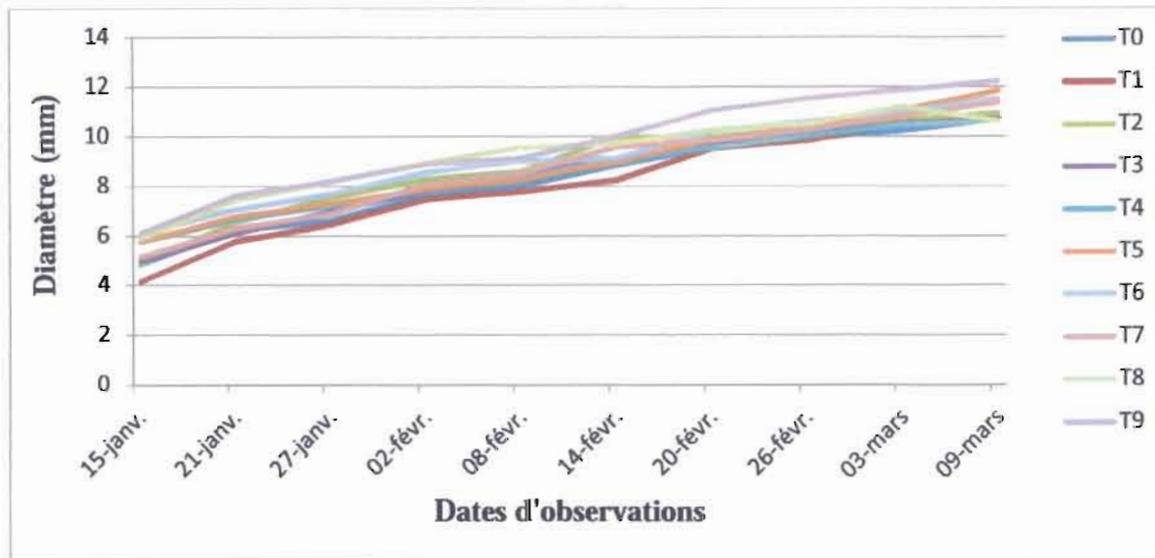


Figure 15 : Effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plantes

T₀ : Témoin négatif sain

T₁ : Témoin positif

T₂ : CMA souche 1

T₃ : CMA souche 2

T₄ : *Trichoderma* souche 1

T₅ : *Trichoderma* souche 2

T₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

T₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

T₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

T₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les effets des traitements sur le rendement

La figure 16 montre les effets des traitements sur le rendement moyen par traitement obtenu après une analyse de variance au seuil de 5%. Elle fait ressortir que les rendements varient en fonction des traitements et qu'il y a une différence significative entre les traitements car la probabilité F calculée est de 0,013. Les traitements ont été différenciés en trois groupes dont le premier représenté par le traitement T₁ qui a le plus faible rendement, le second constitué par les traitements T₀, T₂, T₃, T₄, T₅, T₆, T₇ et T₈ qui ont des rendements homogène et le troisième représenté par le traitement T₉ qui a le plus grand rendement de l'ordre de 7,66 T/ha.

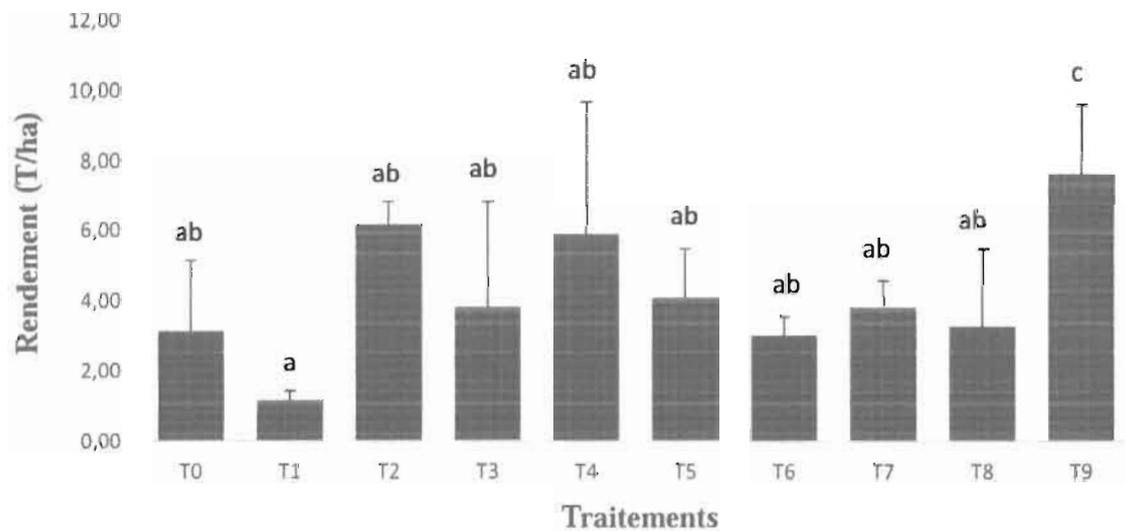


Figure 16 : Effets des traitements sur le rendement

T₀ : Témoin négatif sain

T₁ : Témoin positif

T₂ : CMA souche 1

T₃ : CMA souche 2

T₄ : *Trichoderma* souche 1

T₅ : *Trichoderma* souche 2

T₆ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 1

T₇ : CMA souche 1 et *Trichoderma* souche 2

T₈ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 1

T₉ : CMA souche 2 et *Trichoderma* souche 2

Les résultats du ré-isolément de *F. oxysporum*

La photo 32 montre la souche de *F. oxysporum* ré-isolée à partir des plantes de tomate présentant les symptômes de la fusariose (photo 31). D'après les caractéristiques des macroconidies, des phialides, des chlamydospores, la forme et la couleur rose des colonies, ce ré-isolément prouve la présence de *F. oxysporum*.



Photo 31 : Plante de tomate présentant les symptômes de la fusariose
(Photo COMBARY S.)



Photo 32 : Souche de *F. oxysporum* ré-isolée des plantes en plein champ
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du test du verre d'eau

La photo 34 montre le résultat positif du test du verre d'eau à partir des plantes de tomate présentant les symptômes de la bactériose (photo 33). La présence d'un filament blanc laiteux qui diffuse dans l'eau confirme la présence de colonies de *R. solanacearum*.



Photo 33 : Plante de tomate présentant le flétrissement bactérien en plein champ
(Photo COMBARY S.)



Photo 34 : Résultat positif du test du verre d'eau sur les plantes flétries en plein champ (filament blanc laiteux indiqué par la flèche)
(Photo COMBARY S.)

Les résultats du ré-isolément de *Trichoderma*

La photo 36 montre le *Trichoderma* ré-isolé à partir d'échantillons de sol prélevés dans les traitements de l'essai en plein champ (photo 35). D'après les caractères cultureux du champignon et des organes de fructifications (Colonie, phialides et conidies), ce ré-isolément prouve la présence du *Trichoderma*.



Photo 35 : Echantillons de sol prélevés dans l'essai en plein champ (Photo COMBARY S.)



Photo 36 : Souche de *Trichoderma. harzianum* ré-isolée de l'essai en plein champ (Photo COMBARY S.)

Les résultats de vérification de la présence des CMA

Ces résultats sont identiques à ceux décrits au paragraphe 3.1.1.1. (Page 43).

3.2. Discussion

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la fusariose en vase de végétation et en plein champ montrent que les souches de CMA et de *Trichoderma* ont eu un effet antagoniste sur *F. oxysporum* ralentissant ainsi l'apparition et la progression de la fusariose. Cet effet antagoniste pourrait s'expliquer par une inhibition de la croissance mycélienne et un hyper-parasitisme de *F. oxysporum* par *T. harzianum*. Ces résultats sont en accord avec ceux de KABORE (2014) selon lesquels *T. harzianum* de Tabtenga a un fort pouvoir d'inhibition de 72,96% sur la croissance mycélienne et un hyper-parasitisme de *F. oxysporum*. De même, MOSER et HASELWANDTER (1983) ont prouvé que les plantes inoculées avec des CMA sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes. Selon FORTIN *et al.* (2008), les CMA peuvent intervenir dans la rhizosphère ou dans les tissus racinaires pour protéger les racines contre les champignons pathogènes. Ainsi, dans la rhizosphère, les agents pathogènes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme ; tandis que dans les tissus racinaires, les plantes agressées par les agents pathogènes réagissent en produisant des substances antibiotiques grâce aux CMA.

Les effets des traitements sur l'évolution du diamètre au collet des plants, la croissance en hauteur des plants, les biomasses aériennes en vase de végétation et les rendements en plein champ ainsi que la photo des plants de tomate du traitement F₉ révèlent que les CMA souche 2 (inoculum mixte de Yakouta) et le *Trichoderma* souche 2 (*T. harzianum* de Tabtenga) ont eu un effet synergique pour le contrôle de *F. oxysporum*. En effet, les traitements avec ces deux souches prises séparément n'ont pas un effet significatif car en milieu réel, les effets isolés des souches de CMA et de *Trichoderma* sont influencés par les conditions physico-chimiques du milieu (températures, humidité, pH, fertilisation, etc...) (CARON et LAMBERT, 2002); tandis que les effets combinés sont significatifs et montrent qu'il y a une synergie entre ces deux souches de CMA et *Trichoderma*.

Nos résultats sont en accord avec ceux d'autres auteurs comme HIBAR *et al.* (2007), CARON et LAMBERT (2002), PERRIN (1985), SOUNA *et al.* (2010). Ainsi, HIBAR *et al.* (2007) ont montré que *T. harzianum* a un pouvoir d'inhibition de la croissance mycélienne de *F. oxysporum*. De même, CARON et LAMBERT (2002) ont montré que *T. harzianum* permet, au niveau des racines, de créer un manchon protecteur autour de celles-ci et contrer ainsi l'entrée des agents pathogènes à l'intérieur des racines. Par ailleurs, PERRIN (1985), a montré que les souches de CMA ont de nombreuses vertus telles que l'amélioration de la surface absorbante du système racinaire, la sélectivité de l'absorption, l'accumulation de

certaines éléments nutritifs, la résistance aux conditions adverses (sécheresse, salinité), l'agrégation des sols et la protection contre les agents pathogènes. Mais, les souches de CMA les mieux adaptées en milieu réel, sont celles qui sont indigènes. De même, SOUNA *et al.* (2010) ont montré que la mycorhization du palmier dattier par *Glomus intraradices* permet une bonne croissance et une réduction de la sévérité des attaques dues à *F. oxysporum*.

Les effets des traitements sur la cinétique de progression de la bactériose, les hauteurs des plants, les diamètres au collet des plants et surtout les biomasses racinaires et aériennes en vase de végétation, les rendements en plein champ ainsi que les photos des plants de tomate du traitement témoin F₀ comparées à ceux des autres traitements révèlent que les souches de CMA et de *Trichoderma* n'ont pas eu un effet significatif pour le contrôle de *R. solanacearum* sur la tomate.

Nos résultats sont en accord avec ceux de CARIGLIA (2007) selon lesquels la lutte biologique contre *R. solanacearum*, si elle donne des résultats prometteurs en conditions contrôlées, n'a pas une efficacité prouvée en conditions naturelles. Sa pratique reste encore peu répandue et son efficacité est par ailleurs fortement dépendante des conditions environnementales.

CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES

Notre étude visait à évaluer les effets des souches de CMA et de *Trichoderma* pour le contrôle de *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate à travers un essai en vase de végétation et un essai en plein champ.

Les résultats des essais en vase de végétation et en plein champ révèlent que les souches de CMA et de *Trichoderma* prises séparément, n'ont pas un effet significatif pour le contrôle de *F. oxysporum* et *R. solanacearum* sur la tomate. De même, les traitements combinés de ces souches de CMA et de *Trichoderma* n'ont pas d'effet significatif pour le contrôle de *R. solanacearum* sur la tomate. Cependant, l'étude révèle que le traitement combiné entre la souche d'inoculum mixte de CMA de Yakouta et la souche de *T. harzianum* de Tabtenga a un effet synergique significatif pour le contrôle de *F. oxysporum* sur la tomate.

Au terme de notre étude, il ressort que les souches de CMA et de *Trichoderma* surtout en traitement combiné entre la souche d'inoculum mixte de CMA de Yakouta et la souche de *T. harzianum* de Tabtenga ont un effet synergique qui contrôle mieux *F. oxysporum* sur la tomate.

Au regard de ces résultats, notre étude confirme donc l'hypothèse selon laquelle les souches de CMA et de *Trichoderma* pourraient être utilisées comme méthode efficace de lutte biologique contre *F. oxysporum* sur la tomate.

Comme perspectives, nous suggérons que les recherches se poursuivent dans ce domaine afin de mieux appréhender les mécanismes synergiques et les interactions entre les souches de CMA et de *Trichoderma* dans le contrôle de *F. oxysporum* sur la tomate. Nous suggérons également de varier les délais d'application des souches de CMA et de *Trichoderma* depuis la pépinière et de diversifier les combinaisons entre les souches de CMA et de *Trichoderma*. Ce qui permettra d'améliorer l'efficacité des méthodes de lutte biologique qui sont plus respectueuses de l'environnement et constituent une alternative dans la lutte contre les pathogènes du sol.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ADHIKARI T.B., BASNYAT R.C., 1998.** Effect of crop rotation and cultivar resistance on bacterial wilt of tomato in Nepal. *Can. J. Plant Pathol.*, 20:283-287.
- BLANCARD D., LATTEROT H., MARCHOUX G., CANDRESSE T., 2009.** Les maladies de la tomate. Identifier, connaître et maîtriser. Editions Quae, Versailles, France, 679p
- BORO F., 2014.** Gestion du flétrissement bactérien des solanacées dû à *Ralstonia solanacearum* par l'utilisation de variétés résistantes adaptées aux populations pathogènes du Burkina Faso. Mémoire d'Ingénieur d'Agriculture. Centre Agricole Polyvalent de Matourkou, Bobo – Dioulasso, Burkina Faso, 56p.
- BOTHE H., KLINGNER A., KALDORF M., SCHMITZ O., ESCH H., HUNDESHAGEN B., KERNEBECK-BOTANISCHES H., 1994.** Biochemical approaches to the study of plant-fungal interactions in arbuscular mycorrhiza Institut, Universitiit zu Kdln, Gyrhofstr. 15, D-50923 K6ln, Germany, 237 p.
- BUDDENHAGEN I., KELMAN A., 1964.** Biological and physiological aspects of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annual Review of Phytopathology* 2:203-230.
- BUDDENHAGEN I.W., SEQUEIRA L., KELMAN A., 1962.** Designation of races in *Pseudomonas solanacearum*. *Phytopathology*, 52:726.
- CARIGLIA A., 2007.** Lutte préventive contre le flétrissement bactérien en culture de tomate hors sol - état des connaissances et conseils. Association Réunionnaise pour la Modernisation de l'Economie Fruitière, Légumière et HORTicole (ARMEFLHOR). Pôle de protection des plantes, St-Pierre Iles de la Réunion, France, 138 p.
- CARON J., LAMBERT L., 2002.** Le pouvoir antagoniste de *Trichoderma*. Conférence présentée lors des journées horticoles régionales à St-Rémi le 5 décembre 2002, Horti-Protection, 4 p.
- CELLIER G., PRIOR P., 2010.** Deciphering phenotypic diversity of *Ralstonia solanacearum* strains pathogenic to potato. *Phytopathology*, 100:1250-1261.
- CHAKROUNE K., 2006.** Valorisation des sous-produits organiques du palmier dattier par compostage. Contribution à la lutte contre la fusariose vasculaire (Bayoud). Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences, Université Mohammed Premier-Oujda, 167p.

- CHAMPION R., 1997.** Identifier les champignons transmis par les semences. Techniques et pratiques. INRA, Paris, France, 398 p.
- CONN K. E., LUTTON J. S., ROSENBERGER S. A., 2012.** Onion Disease Guide. A practical guide for seedmen, growers and agricultural advisors. *Seminis Grow forward*. 69 p.
- COUPAT-GOUTALAND B., BERNILLON D., GUIDOT A., PRIOR P., NESME X., FALL S., BERTOLLA F., 2008.** Transformation naturelle dans le complexe d'espèces *Ralstonia solanacearum* : détection d'évènements de transferts multiples d'ADN de grande taille. In : AUSSOIS 2008, 8èmes rencontres plantes-bactéries. INRAN, Angers, France, 13 p.
- DABRE E.E., 2013.** Réalisation d'un manuel guide de prospection des maladies et ravageurs de l'oignon pour la clinique des plantes au Burkina Faso. Mémoire de Master complémentaire en Protection des Cultures tropicales et subtropicales, Université Catholique de Louvain, Belgique, 107 p.
- DAVIS R. M., AEGERTER B. J., 2010.** University of California Integrated Pest Management (UC IPM) Pest Management Guidelines: Onion/Garlic., California, USA, 30 p.
- DEBERDT P., PERRIN B., CORANSON-BEAUDU R., DUYCK P., WICKER E., 2012.** Effect of 51 *Allium fistulosum* Extract on *Ralstonia solanacearum* Populations and Tomato Bacterial Wilt. *Plant disease* 96:687-692.
- DENOYES B., 1988.** Recherche de géniteurs de tomate résistant à *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith. *Agronomie tropicale*, vol 43 n°2. Pp 133-137.
- DIGAT B., CAFFIER D., 1996.** Alerte face à une redoutable maladie des Solanacées. *La défense des végétaux*, 482:33-37.
- DUBOST, D., HETNER, P., 1968.** La lutte contre le Bayoud, problèmes et méthodes. Service de la botanique, Faculté des sciences, Université d'Alger, 16 p.
- ELISE P., ERIK D., MARIO A., SAM CHIM A TAM., TEUS VAN L., 1989.** La culture de la tomate, du piment et de poivron. Agrodok, 17 Edit : Agromisa, 55 p.
- FORTIN J. A., PLENCHETTE C., PICHE Y. 2008.** Les mycorhizes: La nouvelle révolution verte. Editions multimondes. Québec, Canada, 131 p.
- FRANK N. M., 2003.** Development of alternative strategies for management of soil borned pathogens currently controlled with methyl bromide. *Annual Review of Phytopathology*, 41:325-350.

- GRANADA G. A., SEQUEIRA L., 1983.** A new selective medium for *Pseudomonas solanacearum*. *Plant Disease*, 67:1084-1088.
- GUY A., 1997.** La tomate : Amélioration des plantes tropicales. CIRAD, ORSTOM, 769 p.
- HAMZA N., 2014.** Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère ; cas de la pastèque (*Citrillus lanatus*). Mémoire de magister en biologie et physiologie végétale. Option valorisation des ressources végétales. Faculté des sciences de la nature et de la vie. Université Ferhat Abbas Sétif 1. 54 p
- HARO H., 2011.** Effet d'inoculum de champignons mycorhiziens arbusculaires sur la productivité du niébé *Vigna unguiculata* (L.) Walp. Mémoire de DEA, Option : Biotechnologie Microbienne et Cellulaire. Université de Ouagadougou. Burkina Faso. 82 p.
- HAYWARD A. C., 1964.** Characteristics of *Pseudomonas solanacearum*. *J. Appl. Bacteriol* 27:265-277.
- HAYWARD A. C., 1991.** Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Ann. Rev. Phytopathol.* 29:67-87.
- HIBAR K., DAAMI-REMADI M., EL MAHJOUR M., 2007.** Effets de certains fongicides de synthèse et biologiques sur la croissance mycélienne et l'agressivité de *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. *Tropicultura*, 25, 3, 146-152.
- KABORE J., 2012.** Analyse de la chaîne de valeur oignon de l'Oudalan et de son potentiel d'insertion dans les marchés urbains au Burkina Faso. Mémoire de master en Sciences Humaines, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 71 p.
- KABORE O., 1994.** Etude et diagnostic de quelques exploitations maraîchères sur trois (3) sites autour de Ouagadougou : Utilisation des données dans l'élaboration d'un projet de maraichage de type semi-moderne. Mémoire d'ingénieur du développement rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso, Burkina Faso, 158 p.
- KABORE S. J., 2014.** Etude de la pathogénicité de trois principaux agents fongiques sur l'oignon (*Allium cepa* L.) et évaluation des effets antagonistes de cinq isolats de *Trichoderma* spp. Contre ces agents in vitro. Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur d'Agriculture. Centre Agricole Polyvalent de Matourkou, Burkina Faso, 55 p.
- KOIKE S. T., GLADDERS P., PAULUS A. O., 2007.** Vegetable diseases. A color Handbook. Academic Press, 448 p.

- MAHRH, 2011.** Rapport d'analyse du module maraîchage. Ouagadougou, Burkina Faso, 214p.
- MESSIAN C. M., 1989.** Le potager tropical. 2^{ème} édition entièrement refondue. Techniques vivantes, I.N.R.A. France, 580 p.
- MESSIAN C. M., BLANCARD D., ROUXEL F., LAFON R., 1991.** Les maladies des plantes maraîchères, 3^{ème} édition, I.N.R.A. France, 552 p.
- MOSER M., HASELWANDTER K., 1983.** Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis, in: Encyclopedia of Plant Physiology, New Series, vol. 12, pp. 392-421. Eds O. L. Lange. P. S. Nobel, C. B. Osmond and H. Ziegler. Springer, Berlin-Heidelberg-NewYork.
- MYCOBANK, 2014.** Fungal Databases. Nomenclature and Species Bank. *International Mycological Association (IMA)*. <http://www.mycobank.org> /Consulté le 22 Août 2015.
- PERRIN R., 1985.** L'aptitude des mycorhizes à protéger les plantes contre les maladies : panacée ou chimère? *Annales des sciences forestières*, 42 (4), 453-470.
- PHILIPS J. M., HAYMAN D. S., 1970.** Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. 55, 158-160.
- PRIOR P., FEGAN M., 2005.** Diversity and molecular detection of *Ralstonia solanacearum* race 2 strains, in: Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex. *APS Press, Madison*, pp 405-414.
- PRIOR P., GRIMAUT V., SCHMITH J., 1994.** Resistance to bacterial wilt (*Pseudomonas solanacearum*) in tomato : Presentation and prospects. In :Bactererial wilt :The disease and its causative agent , *Pseudomonas solanacearum*. *APS Press, Madison*, pp 223-229.
- RAN L.X., LIU C.Y., WU G.J., LOON L.C.V., BAKKER P.A.H.M., 2005.** Suppression of bacterial wilt in *Eucalyptus urophylla* by fluorescent *Pseudomonas* spp. in China. *Biological Control* 32:111-120.
- SOME S. P. A., 2001.** Influence de la fertilisation organique de la tomate sur le développement du flétrissement bactérien causé par *Ralstonia solanacearum*. Mémoire d'ingénieur du développement rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo - Dioulasso, Burkina Faso, 59 p.

- SPOONER D. M., ANDERSON G. J., JANSEN R. K., 1993.** Chloroplast DNA evidence for the interrelationships of tomatoes, potatoes and pepinos (*Solanaceae*). *American Journal of Botany* 80:676-688.
- SPOONER D. M., PERALTA I. E., KNAPP S., 2005.** Comparison of AFLPs with other markers for phylogenetic inference in wild tomatoes [*Solanum* L. section *Lycopersicon* (Mill.) Wettst.]. *Taxon* 54:43-61.
- SUMNER D. R., 1995.** Blue Mold. Compendium of Onion and Garlic Diseases. Eds SCHWARTZ F.H et MOHAN K.S, 28 p.
- SOUNA F., CHAFI A., CHAKROUNE K., HIMRI I., BOUAKKA M., HAKKOU A., 2010.** Effect of mycorrhization and compost on the growth and the protection of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) against Bayoud disease. *American-Eurasian Journal of Sustainable Agriculture*, 4(2) : 260-267
- TABUC C., 2007.** Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. Thèse de doctorat de l'Université DE BUCAREST, Roumanie, 190 p.
- TANS-KERSTEN J., HUANG H. Y., ALLEN C., 2001.** *Ralstonia solanacearum* needs motility for invasive virulence on tomato. *Journal of Bacteriology*, 183:3597-3605.
- TAYLOR T. N., OSBORNE J. M., 1995.** The importance of fungus in shaping the paleoecosystème. *Review of paleobotany and palynology*. 90, 249-262.
- THOMAS P. A., GERALDINE P., 1992.** Fungal keratitis due *Fusarium* and other fungi, *J. Mycol. Med.*, 2 : 121-131.
- VAKALOUNAKIS D. J., FRAGKIADAKIS G. A., 1999.** Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* isolates from cucumber : differentiation by pathogenicity, vegetative compatibility and RAPD fingerprinting. *Phytopathology*, 89, 161-168.
- VASSE J., FREY P., TRIGALET A., 1995.** Microscopic studies of intercellular infection and protxylem invasion of tomato roots by *Pseudomonas solanacearum*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 8:241 - 251.
- ZHU H., YAO Q., 2004.** Localized and systemic increase of phenols in tomato roots induced by *Glomus versiforme* inhibits *Ralstonia solanacearum*. *J. Phytopathology*, 152: 537-542.

ANNEXES

Annexe 1 : Dispositif expérimental en vase de végétation

Traitements contre *F. oxysporum*

Traitements contre *R. solanacearum*

Rép1	F ₉	F ₁	F ₈	F ₂	F ₅	F ₄	F ₃	F ₀	F ₆	F ₇	R ₉	R ₆	R ₈	R ₁	R ₀	R ₄	R ₂	R ₅	R ₃	R ₇	Rép1
Rép2	F ₄	F ₇	F ₆	F ₁	F ₉	F ₀	F ₃	F ₂	F ₅	F ₈	R ₄	R ₇	R ₅	R ₈	R ₃	R ₂	R ₁	R ₀	R ₆	R ₉	Rép2
Rép3	F ₇	F ₃	F ₉	F ₄	F ₂	F ₆	F ₈	F ₅	F ₀	F ₁	R ₄	R ₁	R ₃	R ₅	R ₉	R ₂	R ₀	R ₇	R ₆	R ₈	Rép3
Rép4	F ₇	F ₄	F ₃	F ₁	F ₀	F ₉	F ₈	F ₆	F ₂	F ₅	R ₆	R ₀	R ₈	R ₃	R ₁	R ₅	R ₇	R ₉	R ₄	R ₂	Rép4
Rép5	F ₉	F ₁	F ₈	F ₃	F ₄	F ₂	F ₇	F ₆	F ₅	F ₀	R ₁	R ₅	R ₈	R ₃	R ₀	R ₇	R ₉	R ₂	R ₆	R ₄	Rép5
Rép6	F ₈	F ₄	F ₀	F ₆	F ₃	F ₉	F ₇	F ₅	F ₂	F ₁	R ₀	R ₈	R ₃	R ₂	R ₇	R ₄	R ₉	R ₅	R ₆	R ₁	Rép6
Rép7	F ₁	F ₇	F ₆	F ₄	F ₉	F ₂	F ₃	F ₈	F ₀	F ₅	R ₂	R ₇	R ₆	R ₄	R ₈	R ₃	R ₅	R ₀	R ₁	R ₀	Rép7
Rép8	F ₅	F ₉	F ₈	F ₁	F ₃	F ₂	F ₄	F ₀	F ₇	F ₆	R ₄	R ₇	R ₃	R ₅	R ₀	R ₈	R ₁	R ₆	R ₂	R ₉	Rép8
Rép9	F ₄	F ₃	F ₇	F ₀	F ₅	F ₉	F ₂	F ₆	F ₁	F ₈	R ₃	R ₀	R ₄	R ₉	R ₇	R ₅	R ₈	R ₂	R ₆	R ₁	Rép9
Rép10	F ₁	F ₈	F ₃	F ₂	F ₄	F ₇	F ₉	F ₆	F ₅	F ₀	R ₂	R ₃	R ₇	R ₈	R ₅	R ₁	R ₆	R ₉	R ₀	R ₄	Rép10

**Annexe 2 : Dispositif expérimental des traitements contre
F. oxysporum et *R. solanacearum* en plein champ**

T ₉	T ₃	T ₀
T ₀	T ₉	T ₄
T ₇	T ₅	T ₆
T ₆	T ₂	T ₇
T ₁	T ₀	T ₈
T ₈	T ₁	T ₅
T ₂	T ₈	T ₂
T ₃	T ₄	T ₁
T ₄	T ₇	T ₉
T ₅	T ₆	T ₃
Rép 1	Rép 2	Rép 3

Annexe 3 : Composition du milieu Long Ashton

Milieu Long Ashton

0,4g de KNO_3

0,35g de K_2SO_4

0,9g de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$

0,5g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$

1 ml d'une solution d'oligoélément

1000 ml d'eau distillée (QSP)

Oligoéléments de Long Ashton

2,25 mg de $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$

0,25 mg de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$

0,3 mg de $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$

3 mg de H_3BO_3 ,

4 ml de FeEDTA à 13 %

0,088 mg de $(\text{NH}_4)_6\text{MO}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$

1000 ml d'eau distillée (QSP)



Annexe 4 : Fiche technique de la variété de tomate Rossol



Caractéristiques de la variété

Origine	: Institut National de la Recherche Agronomique (INRA), France.
Durée du cycle	: 120 jours
Port du plant	: déterminé et vigoureux.
Forme du fruit	: allongé en poire.
Poids moyen du fruit	: 50 à 60 grammes.
Fermeté du fruit	: moyenne.

Pépinière

Semis en pépinière	: la pépinière peut se faire toute l'année.
Quantité de semences	: 3g de graines semés sur 3m ² pour repiquer 100m ² de cultures.
Ecartement entre les lignes	: 15 -20cm.
Durée de la pépinière	: 4 semaines.

Plantation

Période de culture	: avril à septembre pour la production d'hivernage ; octobre à mars pour la production de saison sèche et fraîche.
Travail du sol	: labourer profond (50cm environ), concassage, planage, traçage.
Fumure de fond	: épandre 20 à 30kg de fumier bien décomposé pour chaque parcelle ou planche de 10m ² .
Repiquage	: les plants vigoureux de 10 à 15 cm de haut avec 5 à 6 feuilles.
Ecartements	: 0,8 m entre les lignes et 0,50 m entre les plants sur la ligne.
Densité au repiquage	: 20 000 à 25.000 pieds à l'hectare.
Profondeur de repiquage	: enterrer la plantule jusqu'à la première feuille.
Moment de repiquage	: entre 16 H et 18H pour repiquage des plants à racines nues.

Entretien

- Arrosage : en saison sèche, apporter l'eau à la capacité au champ et en saison pluvieuse, apporter l'eau lors des poches de sécheresse.
- Fumure d'entretien : apporter 300 kg/ha de NPK (12-22-22 ou 14-23-14) et 100kg/ha d'urée 2 à 3 semaines après repiquage et en début de floraison.
- Sarclo-binage : régulièrement pour éviter l'enherbement.
- Tuteurage : dès la fructification pour éviter le pourrissement des fruits dû à leurs contacts avec le sol humide.

Problèmes phytosanitaires et mesures de protection

- Fonte de semis : utilisation de semences saines, désinfection du sol de la pépinière à l'eau chaude.
- Pourriture du collet et des racines : utilisation de semences saines et des variétés résistantes.
- Flétrissement bactérien : utilisation de variétés résistantes, forte dose de fumure organique (30 à 40t/ha).
- Nécrose apicale des fruits : irrigation régulière et suffisante, variétés résistantes.
- Trouaison des feuilles et des fruits : traitements insecticides.
- Présence de galles racinaires : utilisation de variétés tolérantes et rotation avec les céréales.

Récolte

- Période de récolte : 75 à 120 jours après semis.
- Rendement potentiel : 20 à 35t/ha.