

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا للعلوم الفلاحية
Ecole Nationale Supérieure Agronomique
El-Harrach, Alger



Ecole Doctorale de Biotechnologies Végétales

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Magister en

Biotechnologies Végétales

Option : Biotechnologies Végétales

Thème

Activités de phytostimulation par les PGPR: cas de *Pseudomonas* et *Bacillus* en interaction avec la tomate et le haricot

Par : Amina DJERDJOURI

Soutenu à l'ENSA, le : 31 /05 / 2012 devant le jury composé de :

Président : Mme. Khelifi-Slaoui M. Professeur (ENSA. Alger)

Directeur de Thèse : M. Benchabane M. Maître de conférences (USD. Blida)

Examineurs : M. Ounane S.M. Professeur (ENSA. Alger)

Mme. Belkahla H. Professeur (USD. Blida)

2011-2012

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	4
I. GENERALITES SUR LES PGPR	4
I.1. CARACTERISTIQUES GENERALES	4
I.2. IMPORTANCE AGRONOMIQUE	7
I.3. ACTIVITES PHYTOSTIMULATRICES	10
1.3.1. Cas des <i>Pseudomonas</i> spp. fluorescents	10
1.3.2. Cas de <i>Bacillus</i>	13
I.4. MECANISMES DE PHYTOSTIMULATION	15
I.4.1. Phytostimulation	16
I.4.1.1. Amélioration de l'acquisition des nutriments essentiels	16
I.4.1.2. Phytohormones	22
I.4.2. Bioprotection des plantes	25
I.4.2.1. Antibiose	25
I.4.2.2. Compétition trophique et spatiale	26
I.4.2.3. Production d'enzymes et de toxines	27
I.4.2.4. Substances volatiles dans la promotion de croissance	27
I.4.2.5. Induction de la résistance systémique	28
II. COLONISATION RHIZOSPHERIQUE	29
II.1. RHIZOSPHERE	30
II.2. RHIZODEPOSITION ET EXSUDATION RACINAIRE	31
II.3. QUORUM SENSING	33
III. BIOFORMULATION ET COMMERCIALISATION	35
MATERIEL ET METHODES	40
1. MATERIEL BIOLOGIQUE	40
1.1. Souches bactériennes	40
1.1.1. <i>Pseudomonas</i> C7R12	40
1.1.2. <i>Bacillus subtilis</i> BS	41
1.2. Matériel végétal	41
1.2.1. <i>Solanum lycopersicum</i> var. Saint Pierre	41
1.2.2. <i>Phaseolus vulgaris</i> var. Djadida	42
1.2.3. Préparation des semences	42
1.2.3.1. Désinfection des semences	42
1.2.3.2. Test de germination	42
2. SOL	44
3. CONDITIONS EXPERIMENTALES	45
3.1. Dispositif expérimental	46
3.2. Semis et irrigation	48
3.3. Application des rhizobactéries	50
4. EVALUATION DE LA PHYTOSTIMULATION	50
4.1. Taux de levée	51
4.2. Hauteur et Diamètre des plants et le nombre des feuilles	52
4.3. Biomasse fraîche des plants	52
4.3.1. Biomasse fraîche de la partie aérienne	52
4.3.2. Poids frais des feuilles	52
4.3.3. Poids frais de la partie racinaire	52
4.4. Biomasse sèche des plants	52
4.5. Surface foliaire	53

4.6. Longueur finale des racines	53
4.7. Teneur des feuilles en chlorophylle	53
4.8. Teneur des feuilles en phosphore	54
4.8.1. Digestion	54
4.8.2. Méthode colorimétrique au vert malachite	55
4.9. Colonisation et dynamique rhizosphérique	56
5. ANALYSE STATISTIQUE	57
III. RESULTATS	58
III.1. TAUX DE LEVEE	58
III.2. VITESSE DE CROISSANCE	58
III. 3. PARAMETRES DE CROISSANCE	59
III.3.1. Biomasse fraîche totale	59
III.3.1.1. Biomasse fraîche de la partie aérienne	59
III.3.1.2. Biomasse sèche de la partie aérienne	60
III.3.2. Feuillage	67
III.3.2.1. Biomasse fraîche des feuilles	67
III.3.2.2. Surface foliaire	67
III.3.2.3. Nombre des feuilles	68
III.3.3. Biomasse de la partie racinaire	73
III.3.3.1. Biomasse fraîche de la partie racinaire	73
III.3.3.2. Biomasse sèche de la partie racinaire	74
III.3.4 Longueur des racines	78
III.3.5. Hauteur des tiges	78
III.3. 6. Diamètre des tiges	80
III.4. DOSAGE DE LA TENEUR EN CHLOROPHYLLE	81
III.5. DOSAGE DE LA TENEUR EN PHOSPHORE	82
III.6. ETUDE COMPARATIVE DE LA PHYTOSTIMULATION CHEZ LE HARICOT ET LA TOMATE	83
III.7. COLONISATION RHIZOSPHERIQUE	91
III.8. ETUDE DE LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS BACTERIENNES	92
IV. DISCUSSION	94
CONCLUSION	106
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	108
ANEXES	130

Remerciements

Louange à **Allah**, le miséricordieux, pour m'avoir donné la santé, le courage, la volonté et la patience pour achever ce modeste travail, sans lui rien de tout cela n'aurait pu être. Merci à Allah de m'avoir orienté au chemin du savoir et les portes de la science...

Nombreuses sont les personnes que je souhaite remercier pour m'avoir aidée et soutenue durant la réalisation de ce modeste mémoire.

Je tiens en premier lieu exprimer ma plus profonde gratitude, mon plus grand respect à mon enseignant et mon promoteur Monsieur le **Dr. Messaoud Benchabane**, maître de conférences à l'université de Blida. Je vous remercie d'avoir accepté la direction de ce travail, du temps que vous avez bien voulu me consacrer malgré vos charges académiques et professionnelles, pour vos conseils et orientations scientifiques.

Ces quatre années passées à vos côtés ont été riches en enseignement, en travail efficace et en inspiration. Je vous remercie pour la confiance que vous avez mis en moi et pour votre suivi. Votre encadrement et les connaissances que vous m'avez transmis ont contribué énormément à alimenter ma réflexion. Merci à vous monsieur.

J'adresse également mes remerciements les plus sincères et mon grand respect aux membres du jury, qui m'ont honoré par l'examen de mon travail malgré leurs charges et occupations, qu'ils trouvent ici ma plus profonde gratitude.

Au président du jury : **Mme. Madjeda Khelifi-Slaoui**, professeur à l'ENSA. Je tiens madame à vous remercier d'avoir accepté de présider mon jury ; je profite l'occasion pour vous remercier pour l'enseignement que vous m'avez assuré, vous étiez toujours un modèle de l'enseignante rayonnante, je vous remercie pour toutes les acquisitions que j'ai eu à vos cotés, pour votre bon sens et générosité.

A mon examinatrice : **Mme. Hadjira Belkahla**, professeur à l'université de Blida. Je vous remercie madame de m'avoir consacré du temps pour examiner mon mémoire. Je vous remercie pour votre gentillesse, votre sympathie et vos encouragements, que vous trouvez ici ma profonde gratitude.

A mon examinateur : **Mr. Sid-Ahmed Ounane**, professeur à l'ENSA. Je vous remercie monsieur énormément d'avoir accepté d'examiner mon mémoire, que vous trouvez ici ma profonde gratitude ; je vous remercie également pour toute la formation que vous m'avez assuré; pour votre gentillesse et votre sympathie.

Je remercie également l'ensemble du personnel du laboratoire de microbiologie, les techniciennes Djamilia et Samia pour leurs aides et encouragements, Mme. Benchabane pour sa gentillesse, Fatiha, Mme. Nacira, tous les étudiants que j'ai pu côtoyer au sein de ce laboratoire et partager avec eux des moments inoubliables particulièrement Lamia, Rafik, Ilhem et Nadia.

Un grand merci est adressé aussi à **Mr. Sid-Ahmed Senoussi**, professeur à l'université de Blida de m'avoir accueillie chaleureusement dans sa serre expérimentale et dans son laboratoire de Biotechnologies Végétales, à toute l'équipe de son laboratoire : Nawel,

Khadidja, Hafidha, Abla, Souraya, Mohamed, Billel, Ahmed, Hamid et Omar pour l'aide qu'ils ont pu m'apporter et la convivialité dont ils ont fait preuve.

Je ne saurais oublier de remercier le personnel de la station expérimentale, le personnel de la bibliothèque, le personnel des laboratoires ainsi que tous les travailleurs du département d'Agronomie de Blida.

J'adresse mes vifs remerciements à **Mr. Lakhdar Khelifi**, professeur à l'ENSA, le coordinateur de l'école doctorale en biotechnologies végétales ainsi que tous les enseignants participants, pour leur sérieux et les efforts qu'ils ont consacré afin d'assurer le bon déroulement de l'année théorique. Je voudrai remercier également mes camarades de la promo EDB 2009 particulièrement Miyassa pour ses soutiens moraux et Mourad pour ses soutiens matériels.

J'adresse mes remerciements également à tous les internautes et les scientifiques qui m'ont aidé de loin par leurs conseils et leurs informations.

Mon grand Merci le plus spéciale va à mes chers **Parents** pour leur sacrifice, leur patience, leur confiance en moiaucune expression n'estime ma reconnaissance et ma fierté d'avoir des parents comme vous.....

A ma grand-mère et à ma sœur Maroi, ma source de bonheur et de joie, mes frères Walid, Bilal et Aness, ma source de soutien, à mes adorables amies, pour leur présence, particulièrement Meriem, Fatima, Bouchra, Amira, Amina Koko, Zahra, Sarah et Wafia...

J'adresse mes remerciements à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire et que j'ai oublié de citer.

Et à *Pseudomonas* et à *Bacillus*... !!!

Merci à vous tous !

Dédicace

À ma mère, À mon père

Amina Djerdjouri

LISTE DES ABREVIATIONS

Abs :	Absorbance
ACC :	1-aminocyclopropane-1-carboxylate
AIA :	Acide Indole Acétique
°C :	Degré Celsius
CEC :	Cation Exchange Capacity
CFU :	Colony Forming Units
Cm :	Centimètre
COV :	Composés Organiques Volatiles
Cu :	Cuivre
Da :	Dalton
DAPG :	2,4-diacetylphloroglucinol
EPS :	Extracellular Polymeric Substance
Fe :	Fer
Fe³⁺ :	Oxyde de fer
GN :	Gélose Nutritive
g :	Gramme
H :	Heures
H₂S :	Sulfure d'Hydrogène
HNO₃ :	Acide Nitrique
HClO₄ :	Acide Perchlorique
ISR :	Induction de la Résistance Systémique
ITCMI :	Institut Technique des Cultures Maraichères & Industrielles
K :	Potassium
Kg :	Kilogramme
L :	Litre
Meq :	Micro-équivalent
ml :	Millilitre
mm :	Millimètre
MF :	Matière fraîche
MS :	Matière sèche
N :	Azote
P :	Phosphore
ppm :	Partie Par Million
PGPR :	Plant Growth Promoting Rhizobacteria
QS :	Quorum Sensing
S :	Soufre
SAR :	Résistance Systémique Acquise
TCP :	Phosphate Tri-Calcique
Var :	Variété
V :	Volume

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Exemples de PGPR testés sur différents types de cultures (Adapté de Munes et Khan, 2011)	5
Tableau 2 : Stimulation de la croissance des plantes et du rendement des cultures après inoculation de souches de <i>Pseudomonas</i> spp. fluorescents (Adapté de Lemanceau, 1992)	8
Table 3 : Souches PGPR disponibles dans le commerce, qui agissent essentiellement par des mécanismes directs de stimulation de croissance des plantes (Adapté de Podile et Kishore, 2007)	39
Tableau 4 : Origine des souches	40
Tableau 5: Les caractéristiques physiques du sol (Khelif, 2008)	44
Tableau 6 : Les caractéristiques chimiques du sol (Khelif, 2008)	44
Tableau 7 : Les différents traitements étudiés	47
Tableau 8 : Préparation de la gamme d'étalonnage	55
Tableau 9 : Effet de la bactérisation sur le nombre des feuilles	73
Tableau 10 : Effet de la bactérisation sur la hauteur des tiges (cm)	80
Tableau 11 : Effet de la bactérisation sur le diamètre des tiges (mm)	81
Tableau 12 : Effet de la bactérisation sur la teneur en chlorophylle chez le haricot ($\mu\text{g/g}$ MF)	85
Tableau 13 : Effet de la bactérisation sur la teneur en chlorophylle chez la tomate ($\mu\text{g/g}$ MF)	86
Tableau 14 : Gains (%) en biomasse fraîche et sèche de la partie aérienne de la partie racinaire	88
Tableau 15 : Gains (%) en feuillage	89
Tableau 16 : Gains (%) en longueur des racinaires, hauteur des tiges et diamètre des tiges	70
Tableau 17 : Gains (%) en teneur en phosphore	70
Tableau 18 : La concentration finale des bactéries (CFU/g de racines) de racines	91
Tableau 19 : La concentration finale des bactéries (CFU/g de sol) dans la rhizosphère	93

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Relations phylogénétiques entre les différents groupes des protéobactéries contenant les genres bactériens actuellement ou anciennement (en gras) associés aux <i>Pseudomonas</i> (Bossis et al., 2000 ; adapté de Kersters et al., 1996)	11
Figure 2 : Schéma générale illustrant les mécanismes de stimulation de la croissance par les PGPR (Munees et Khan, 2011)	16
Figure 3 : Le modèle proposé sur le mécanisme d'échange de navette fer sidérophore pour le transport du fer dans les bactéries Gram-négatif (Munees et Khan, 2011)	20
Figure 4: Représentation schématique de la boucle de rétrocontrôle décrivant les interactions plantes microorganismes dans la rhizosphère (Viollet, 2010)	32
Figure 5 : Représentation schématique des interactions complexes par la médiation des exsudats racinaires qui prennent place dans la rhizosphère entre les racines des plantes et autres organismes QS, quorum sensing (Adapté de Walker et al., 2003)	34
Figure 6 : Stratégies de recherche et de développement pour la commercialisation de la technologie bioformulation (Adapté de Arora et al., 2010)	38
Figure 7: Désinfection et séchage des semences	43
Figure 8: Test de germination	43
Figure 9: Situation géographique de la serre (Google maps, 2012)	45
Figure 10: Serre en polycarbonate	46
Figure 11 : Dispositif expérimental	48
Figure 12 : Schéma du dispositif expérimental	49
Figure 13 : Courbe d'étalonnage de <i>Pseudomonas fluoerescens</i> (Ben-Oussaid, 1996)	51
Figure 14: Emergence des plantules	51
Figure 15 : Digestion du matériel végétal	54
Figure 16 : Effet de la bactérisation sur le taux de levée	61
Figure 17: Effet de la bactérisation sur la vitesse de croissance des plants du haricot	62
Figure 18: Effet de la bactérisation sur la vitesse de croissance des plants de la tomate	62
Figure 19 : Biomasse fraîche de la partie aérienne	63
Figure 20 : Aspect général des plants de haricot après 20 jours de bactérisation	64
Figure 21 : Aspect général des plants de haricot après 45 jours de bactérisation	64
Figure 22 : Aspect général des plants de tomate après 30 jours de bactérisation	65
Figure 23 : Aspect général des plants de tomate après 60 jours de bactérisation	65
Figure 24 : Effet de la bactérisation sur la biomasse sèche de la partie aérienne	66

Figure 25 : Effet de la bactérisation sur la biomasse fraîche des feuilles	69
Figure 26 : Comparaison entre les plants de haricot bactérisés et leurs témoins correspondants après 20 et 45 jours de végétation respectivement	70
Figure 27 : Comparaison entre les plants de tomate bactérisés après 30 et 60 jours de végétation respectivement	71
Figure 28 : Effet de la bactérisation sur la surface foliaire des plants	72
Figure 29 : Effet de la bactérisation sur la biomasse fraîche de la partie racinaire	75
Figure 30 : Aspect général des racines des haricots après 20 jours de bactérisation	76
Figure 31 : Comparaison entre les racines de tomate bactérisés	76
Figure 32 : Effet de la bactérisation sur la biomasse sèche de la partie racinaire	77
Figure 33 : Effet de la bactérisation sur la longueur des racines du haricot	79
Figure 34 : Effet de la bactérisation sur la teneur des feuilles en phosphore	87
Figure 35: Fragments de racines du haricot bactérisé par <i>Pseudomonas fluorescens</i> C7R12 en sol désinfecté (A) et de la tomate bactérisé par <i>Bacillus subtilis</i> BS en sol naturel	91
Figure 36: Boîtes de Pétri présentant des colonies bactériennes C7R12 sur le milieu King B après 36 heures d'incubation	92
Figure 37 : Evolution des populations bactériennes en fonction du temps dans la rhizosphère du haricot	93
Figure 38: Evolution des populations bactériennes en fonction du temps dans la rhizosphère de la tomate	93

RESUME

Titre : Activités de phytostimulation par les PGPR : cas de *Pseudomonas* et *Bacillus* en interaction avec la tomate et le haricot.

L'objectif de ce travail est de mettre en évidence les effets bénéfiques de deux souches rhizobactériennes *Pseudomonas fluorescens* C7R12 et *Bacillus subtilis* BS utilisées individuellement ou en combinaison, en interaction avec deux génotypes végétaux : *Solanum lycopersicum* var. Saint Pierre et *Phaseolus vulgaris* var. djadida. Cette étude vise aussi à étudier l'influence de la microflore indigène sur le comportement des rhizobactéries, ainsi que la vérification de la compétence rhizosphérique des souches étudiées.

La bactérisation de ces plants, depuis le stade semence, a induit des effets notables en terme de stimulation de leur croissance. Le suivi de la levée des plantules, même s'il n'a pas montré des gains, néanmoins la cinétique s'est montrée plus hâtive, c'est-à-dire moins de trois jours pour atteindre la levée totale des plants.

Nous avons noté des gains perceptibles sur l'ensemble des paramètres étudiés particulièrement les biomasses fraîches et sèches des plantes (variant de 4 à 130%), ainsi que la quantité de chlorophylle synthétisée (variant de 6 à 40%) et la quantité de phosphore acquise dans les feuilles de tomate et de haricot (dépassant parfois les 30%).

L'utilisation de la combinaison des deux souches C7R12 et BS a révélé un effet de phytostimulation plus important que l'utilisation individuelle de ces mêmes souches chez les plants de tomate et de haricot. Nous avons utilisé deux types de sol, ce qui nous a permis de comparer l'effet de la désinfection sur le comportement des souches vis-à-vis les plantes, nous avons déduit que les gains sont relativement plus importants en sol non désinfecté, en présence de la microflore indigène. Nous avons constaté des seuils de colonisation racinaire élevés quelque soit le biotope végétal de la souche et quelque soit le type de sol utilisé. En effet, les concentrations rhizobactériennes ont dépassé 10^9 CFU/g de sol.

Ces résultats appuient globalement l'ensemble de nos hypothèses et indiquent que la bactérisation du sol par des PGPR stimule et améliore la croissance des plantes. L'application d'une combinaison de rhizobactéries améliore considérablement leurs effets phytostimulatifs en interaction avec les différents génotypes végétaux.

Mots clés : PGPR, Phytostimulation, *Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus subtilis*, *Solanum lycopersicum*, *Phaseolus vulgaris*.

ABSTRACT

Title: Phytostimulation activities by PGPR: the case of *Pseudomonas* and *Bacillus* in interaction with the tomatoes and beans.

The objective of this work is the demonstration of the benefits effects of two rhizobacterial strains *Pseudomonas fluorescens* C7R12 and *Bacillus subtilis* BS used individually or in combination, interacting with two plant genotypes: *Solanum lycopersicum* var. Saint Pierre and *Phaseolus vulgaris* var. djadida. This study aims to investigate the influence of the indigenous microflora on the behavior of rhizobacteria and the verification of rhizospheric competence of strains studies.

The bacterisation of these plants from the seed stage induced significant effects in terms of stimulating growth.

The monitoring of seedling emergence, although it didn't show gains, however, the kinetics was shown earlier, less than three days to reach the total lifting of the plants. We noted perceptible gains on all parameters studied particularly fresh and dry biomass of plants (ranging from 4-130%), the amount of chlorophyll synthesized (range 6-40%) and phosphorus gained in tomato and bean leaves (sometimes exceeding 30%).

Using the combination of the two strains C7R12 and BS revealed more important effect of phytostimulation than the individual use of these same strains in tomato and beans plants. We used two types of soil, which allowed us to compare the effect of disinfection on the behavior of strains against plants; we concluded that the gains are relatively more important in non-disinfected soil, in presence of indigenous microflora. We found high thresholds whatever the biotope plant of the strain and whatever the type of soil used. Indeed, rhizobacterial concentrations exceeded 10^9 CFU / g soil.

These results support globally our hypotheses and indicate that bacterization of soil by PGPR stimulates and improves plant growth. The application of a combination of rhizobacteria improves significantly their phytostimulatory effects in interaction with different plant genotypes.

Key words: PGPR, Phytostimulation, *Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus subtilis*, *Solanum lycopersicum*, *Phaseolus vulgaris*.

ملخص

العنوان : إستعمال البكتيريا الجذرية (PGPR): *Bacillus* و *Pseudomonas* في تحفيز نمو نباتات الطماطم و الفاصولياء.

الهدف من هذا العمل هو دراسة التأثيرات الإيجابية لعزلتين من بكتيريا المحيط الجذري للنبات *Pseudomonas fluorescens* C7R12 و *Bacillus subtilis* BS باستخدامها منفردة أو مجتمعة، و تفاعلها مع نبتتين : *Solanom lycopersicum* تشكيلة Saint Pierre و *Phaseolus vulgaris* تشكيلة djadida. تهدف هذه الدراسة أيضا إلى دراسة تأثير الميكروفلورا المحلية على سلوك بكتيريا الجذور، بالإضافة إلى اختبار كفاءة العزلات محل الدراسة في تعميم المجموع الجذري.

تطبيق البكتيريا على هذه النباتات منذ مرحلة البذور سبب آثار معتبرة من حيث تحفيز نموها. متابعة انتشار البذور، حتى و إن لم تظهر أرباح إلا أن حركيتها أظهرت أنها أسرع يعني حوالي ثلاثة أيام أقل لتبلغ الإنتاش الكلي للبذور. قمنا بتسجيل أرباح ملموسة على مستوى جميع المعالم المدروسة خصوصا الكتل الحية الطازجة منها و الجافة (تتراوح بين 4 و 130 %)، بالإضافة إلى كمية اليخضور المصنعة (تتراوح بين 6 و 40%) و كمية الفوسفور المكتسبة في أوراق الطماطم و الفاصولياء (تتجاوز أحيانا 30%).

استخدام مزيج العزلتين C7R12 و BS أثبت تأثير أكثر أهمية على تحفيز نمو النباتات من الإستخدام الفردي لكل عزلة على نباتات الطماطم و الفاصولياء.

استخدمنا نوعين من التربة مما سمح لنا بمقارنة تأثير التطهير على سلوك العزلات إزاء النباتات. استنتجنا أن المكاسب تكون أكثر أهمية نسبيا عند استخدام التربة غير المطهرة بوجود الميكروفلورا المحلية.

لاحظنا مستويات عالية باختلاف الأصل النباتي للعزلة و باختلاف نوع التربة المستعملة. في الواقع تركيز البكتيريا المحيطة بالمجموع الجذري فاقت 10^9 وحدة مشكلة لمستعمرة / غ من التربة.

هذه النتائج تدعم عموما جميع فرضياتنا و تشير إلى أن استخدام بكتيريا المحيط الجذري للنبات تساعد في تحسين نمو النباتات. تطبيق مزيج من بكتيريا المحيط الجذري للنبات يحسن بصفة كبيرة من آثارها الإيجابية على تحفيز نمو النباتات إزاء مختلف الأنماط الوراثية النباتية.

كلمات دلالية : البكتيريا الجذرية المحفزة لنمو النبات (PGPR)، تحفيز نمو النبات (Phyostimulation) *Phaseolus vulgaris* ، *Solanom lycopersicum* ، *Bacillus subtilis* ، *Pseudomonas fluorescens*

INTRODUCTION

INTRODUCTION

La démographie ne cesse de croître à travers le monde, ainsi la population mondiale pourra même dépasser 7 milliards de personnes à près de 10 milliards à l'horizon 2050 (UNFPA, 2011). Cette forte évolution a engendré une forte intensification des systèmes de productions agricoles pour satisfaire des besoins nutritionnels de plus en plus revus à la hausse, sans omettre les objectifs visant le haut rendement des récoltes et l'amélioration des aspects qualitatifs et gustatifs de plus en plus recherchés (Wightwick et Allinson, 2007 ; Tabet-Aoul, 2010).

L'intensification n'a pu se réaliser que grâce à l'utilisation massive des éléments chimiques fertilisants et produits phytosanitaires, qui sont non seulement coûteux mais aussi polluent l'environnement et menacent la santé humaine (Kavino et *al.*, 2010). Ces dernières années, malgré ces effets positifs incontestables engendrés par les intrants chimiques, néanmoins les aspects négatifs commencent à être redoutés sur l'environnement. L'application régulière des engrais chimiques et fongicides présente un risque potentiel sur l'environnement, en particulier si des résidus chimiques persistent dans le sol ou migrent hors site et entrent dans les cours d'eau (Kibria et *al.*, 2010; Komarek et *al.*, 2010).

Face à cette situation, où l'utilisation des intrants chimiques devient de plus en plus systématique, l'opinion publique pose avec sérieux la problématique de la pollution de l'environnement et les séquelles sur la santé humaine (Kookana et *al.*, 1998). Suite aux nombreuses alertes de pollution, ces dernières années il y a regain d'intérêt pour les pratiques agricoles durables et respectueuses de l'environnement. Plusieurs alternatives ont été proposées par les chercheurs dans le sillage d'une agriculture biologique ou peu utilisatrice d'intrants chimiques, comme le recours aux potentialités biologiques (Harish et *al.*, 2008). Parmi ces dernières, les rhizobactéries et particulièrement les PGPR « Plant Growth Promoting Rhizobacteria » associées à la rhizosphère des plantes, ont été testées et jugées bénéfiques pour la croissance des plantes, le rendement et la qualité des récoltes (Silva et *al.*, 2000).

Plusieurs espèces font parties des PGPR, notamment certaines souches des genres *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Azospirillum*, *Agrobacterium*, *Azotobacter*, *Rhizobium*, *Burkholderia*,

et *Xanthomonas* (De Freitas et Germida, 1990; Kim *et al.*, 1997 ; Quadt-Hallmann *et al.*, 1997 ; Bullied *et al.*, 2002; Lugtenberg *et al.*, 2002 ; Saubidet *et al.*, 2002; Lucy *et al.*, 2004).

L'application dans l'agriculture durable des PGPR comme bioinoculants basés sur des bactéries bénéfiques du sol permet d'améliorer la production de diverses cultures, tout en substituant, totalement ou partiellement les engrais chimiques, les pesticides et les autres suppléments d'origine chimique (Kloepper *et al.*, 2004 ; Xavier *et al.*, 2004; Rai, 2006). De nombreux laboratoires de recherche dans le monde s'intéressent à l'étude des PGPR. Actuellement, il y a plusieurs inoculants PGPR commercialisés (Saharam et Nehra, 2011). Des études expérimentales ont permis de vérifier leur efficacité en plein champs. Des démonstrations pratiques ont révélé des augmentations de la croissance et du rendement chez diverses plantes, telles que la pomme de terre, la betterave à sucre, le radis, la patate douce, les pommes, les agrumes, la tomate et le haricot (Beauchamp, 2005 ; Jourdan, 2008 ; Farzana *et al.*, 2009). Plusieurs essais en conditions contrôlées et en plein champs ont mis en évidence la stimulation de différentes cultures (Hall *et al.*, 1996 ; Glick *et al.*, 1997 ; Farzana *et al.*, 2009).

Malgré ces résultats encourageants, l'utilisation de ces pratiques biologiques, n'a pas été hissée aux niveaux des objectifs recherchés, ainsi la situation reste relativement dominée par l'utilisation des procédures chimiques. Ce constat ne peut être justifié que par l'instabilité des microorganismes et leur forte interaction, notamment avec les facteurs pédologiques et génotypes végétaux, additionné aux difficultés de formulation.

Les souches du genre *Pseudomonas* et *Bacillus* sont les plus prédominantes et exercent un effet très appréciable sur la croissance des plantes et le rendement (Podile et Krishna, 2006). Elles sont déjà largement utilisées en système de production biologique, puisqu'elles sont déjà d'importants microorganismes solubilisant le phosphore, chélatant le fer et biostimulants efficaces (Dobereni, 1997).

Après de multiples expérimentations *in vitro* et *in situ* (Toua, 1996 ; Benchabane, 2005 ; Chennaoui, 2007 ; Ouserir, 2009), il a été démontré les effets phytostimulateurs de plusieurs souches isolées localement ou à l'aide de souches modèles utilisées dans le monde (Glick *et al.*, 2007 ; Harish *et al.*, 2009).

La majorité des travaux consacrés aux PGPR se base sur leurs activités de biocontrôle de nombreux agents phytopathogènes, tout en soulignant des activités de phytostimulation,

considérées comme conséquences du processus de bioprotection. Il est à souligner que les PGPR possèdent, en outre, des mécanismes associés directement au processus de biostimulation.

Dans ce contexte, notre étude s'intéressera exclusivement aux actions de phytostimulation sans l'implication du biocontrôle.

De ce fait, l'objectif de notre étude consiste à la mise en évidence des actions phytostimulatrices de deux souches rhizobactériennes qui sont (*Pseudomonas fluorescens* C7R12 et *Bacillus subtilis* BS) en association avec deux génotypes végétaux *Phaseolus vulgaris* variété Djadida et *Solanum lycopersicum* variété Saint Pierre. Dans cette étude, nous intéressons en premier lieu à mettre en évidence les effets de phytostimulation sur ces plantes maraîchères souvent utilisées comme modèles d'expérimentation, en plus nous cherchons à étudier les effets individuels et combinées appliquées dans notre expérimentation.

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. GENERALITES SUR LES PGPR

I.1. CARACTERISTIQUES GENERALES

Le terme « PGPR » « Plant Growth Promoting Rhizobacteria » synonyme de rhizobactéries phytostimulatrices a été attribué à ce groupe la première fois par Kloepper et Schroth (1978). Les PGPR sont un groupe de bactéries colonisant la rhizosphère et produisant des substances qui favorisent la croissance des plantes et/ou les protègent contre les pathogènes (Glick, 1995; Kloepper et *al.*, 2004; Harish et *al.*, 2009; Saharan et Nehra, 2011). Ces microorganismes sont des outils potentiels pour l'agriculture durable (Siddiqui, 2006). Les *Pseudomonas* fluorescentes et les *Bacillus* forment le groupe majeur chez les PGPR, toutefois d'autres bactéries existent comme, *Acetobacter*, *Agrobacterium*, *Arthrobacter*, *Azotobacter*, *Cellulomonas*, *Clostridium*, *Azospirillum*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Erwinia*, *Serratia*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium* *Pasteuria* et *Xanthomonas* (Rodríguez et Fraga, 1999; Sindhu et *al.*, 2010) (Tableau 1).

Plusieurs espèces et souches bactériennes spécifiques ont été identifiées dans le monde comme des PGPR bénéfiques dans les pratiques agronomiques. Généralement l'impact des rhizobactéries sur la croissance et la santé des plantes peut être classé comme neutre, nuisible ou bénéfique (Kloepper et *al.*, 1989). Toutefois les PGPR spécialement sont bénéfiques et leur effet avantageux a été exploité dans plusieurs domaines agro-écologiques (Harish et *al.*, 2009).

Les PGPR sont définis par trois caractéristiques intrinsèques (Barea et *al.*, 2005) : (i) elles doivent être capables de coloniser la racine, (ii) elles doivent survivre et se multiplier dans les microhabitats associés à la surface des racines, en concurrence avec d'autres microbes, au moins pendant le temps nécessaire pour exprimer leurs activités de promotion et de protection des plantes et (iii) elles doivent promouvoir la croissance des plantes.

De nombreuses études antérieures ont rapporté que les PGPR stimulent la croissance des plantes, augmentent le rendement, solubilisent le phosphore (P) et le potassium (K), aident dans l'absorption de l'azote (N) et autres éléments (De Freitas et *al.*, 1997; Rodriguez et Fraga, 1999; Joo et *al.*, 2004; Sheng et He, 2006; Glick et *al.*, 2007). De même, d'autres études ont montré que les traitements avec les PGPR améliorent la croissance des racines, induisant l'augmentation des volumes racinaires accompagnés d'intensification des poils absorbants (Mantelin et Touraine, 2004).

Tableau 1 : Exemples de PGPR testés sur différents types de cultures (Adapté de Munees et Khan, 2011).

PGPR	Plante	Conditions	Résultats bénéfiques	Références
Espèces de <i>Pseudomonas</i>	Ambérique	Pots	Augmentation significative du poids sec des plants, nombre de nodules, teneur de la chlorophylle totale.	Ahmed et Khan, (2010)
	Maïs	Champ		Golarni et al., (2009)
	<i>Lectuca sativa</i> L.	Gnobotiques	Hauteur des plants, poids des graines, poids sec des pousses longueur racinaire.	Rekha et al., (2007)
	Riz, maïs	<i>In vitro</i>	<i>Pseudomonas</i> isolés du riz et du maïs montrent une haute capacité de contrôler les pathogènes bactériens et fongiques des racines.	Lawongsa et al., (2008)
	(<i>Arachis hypogaea</i> L.)	Pots, champ	Augmente significativement le rendement et le poids sec des nodules.	Dey et al., (2004)
	(<i>Hordeum vulgare</i>)	Sous-serre	Augmente le poids des racines au-delà de 16.7% et le poids des pousses au-delà de 34.7%.	Canbolat et al., (2006)
	(<i>Solanum lycopersicum</i> L.), (<i>Adelmoschus esculentus</i>), (<i>Amaranthus sp</i>)		Biomasse sèche augmenté de 31% pour la tomate, 29% pour le gombo et 40% pour les épinards africains.	Adesemoye et al., (2008)
Espèces de <i>Bacillus</i>	<i>Lectuca sativa</i> L.	Gnobotiques	Augmentation significative de la longueur racinaire et des pousses obtenus par des inoculum encapsulés.	Rekha et al., (2007)
	(<i>Hordeum vulgare</i>)	Sous-serre	Augmente le poids des racines au-delà de 16.7% et le poids des pousses au-delà de 34.7%.	Canbolat et al., (2006)
	(<i>Solanum lycopersicum</i> L.), (<i>Adelmoschus esculentus</i>), (<i>Amaranthus sp</i>)		Biomasse sèche augmenté de 31% pour la tomate, 36% pour le gombo et 83% pour les épinards africains.	Adesemoye et al., (2008)
Espèces de <i>Azospirillum</i>	<i>Cicer arietinum</i> <i>Gossypium hirsutum</i> L.	Champ	Hauteur des plants, poids des graines et poids sec des pousses sont significativement augmenté.	Golarni et al., (2009)
			Rendement des graines (21%), hauteur des plants et la population microbiologique dans le sol (41%).	Anjum et al., (2007)

Tableau 1 : (suite).

PGPR	Plante	Conditions	Résultats bénéfiques	Références
Espèces de <i>Azospirillum</i>	Riz	Sous-serre	Accumulation de la matière sèche dans les graines (7 à 11.6%), nombre de panicules (3 à 18.6%) et accumulation de N dans les graines (3.5 à 18.5%) ont été augmentés.	Eliste et <i>al.</i> , (2008)
	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.		Augmentation de la croissance racinaire.	Remans et <i>al.</i> , (2008)
	Riz	Microparcelles	Augmentation du rendement du riz maximum jusqu'à 76.9%.	Thakuria et <i>al.</i> , (2008)
Espèces de <i>Rhizobium</i> <i>Mesorhizobium</i> <i>Bradyrhizobium</i>	Pois	Pots	Augmente les paramètres de croissance en co-utilisation avec l'herbicide.	Ahmed et Khan, (2009)
	Pois		Augmentation significative des propriétés symbiotiques, N et P des racines et de la partie aérienne, rendement et protéines des graines.	Ahmed et Khan, (2010a) Wani et <i>al.</i> , (2007)
	Pois chiche		Augmentation des propriétés symbiotiques (nodulation), quantité du N et P des racines et pousses, rendement et protéines des graines.	Ahmed et Khan, (2009) Ahmed et Khan, (2010)
	Pois chiche		A augmenté l'accumulation de la matière sèche, nombre de nodules, rendement des graines et protéines des graines par 71, 86,36 et 16% respectivement. N dans les racines et les pousses a augmenté de 46 et 40% respectivement à 136 mg Cr/Kg.	Wani et <i>al.</i> , (2008)
	Ambérique		Augmentation du nombre des nodules par 82%, rendement des graines par 34%, protéines en graines par 13%, N des racines par 41% et N des pousses par 37% à 290mg Ni Kg ⁻¹ sol.	Wani et <i>al.</i> , (2007)
<i>Azotobacter</i>	Cotton	Champ	Rendement des graines (21%), hauteur des plants et la population microbiologique dans le sol (41%).	Anjum et <i>al.</i> , (2007)
Isolats de PGPR non-identifiés	Blé	Gnobiotes	Augmentation dans l'élongation racinaire (jusqu'à 17.3%), poids sec des racines (jusqu'à 37%) et poids sec des pousses (jusqu'à 36%).	Khalid et <i>al.</i> , (2004)

L'inoculation des plantes cultivées avec certaines souches de PGPR, à un stade précoce de développement, améliore la production de la biomasse grâce à des effets directs sur la croissance des racines et sur la partie aérienne (Saharan et Nehra, 2011)

Les effets phytobénéfiques ont été démontrés sur diverses espèces végétales cultivées, ornementales et forestières (Tableau 2). Les actions positives s'expriment sur des aspects morphologiques, physiologiques, biochimiques et nutritionnels. En effet des stimulations et des augmentations considérables ont été évoquées en termes de germination, d'amélioration de la santé des plantes, d'augmentation des capacités d'absorption des éléments nutritifs et globalement des accroissements en biomasses fraîches et sèches. Il a été aussi démontré un effet positif sur la nodulation des légumineuses lors leur inoculation par des PGPR (Saharan et Nehra, 2011). En plus il a été souvent rapporté que les PGPR aident aussi dans la lutte contre les maladies des plantes. Certaines d'entre elles surtout si elles sont inoculées sur les semences avant le semis sont capables de s'installer sur les racines et protéger la plante (Kloepper et *al.*, 2004). Les PGPR ont montré même leur efficacité dans l'amélioration de la tolérance des plantes hôtes aux stresses abiotiques (Shtark et *al.*, 2010).

Depuis la découverte de ces bactéries vivant dans la rhizosphère et bénéfiques pour les plantes (Kloepper et *al.*, 1980), plusieurs études ont été menées afin de comprendre l'interaction de ces PGPR avec différentes espèces végétales. Ainsi que pour illustrer les mécanismes d'action qui peuvent être utilisés dans l'objectif de maîtriser leur utilisation ultérieure dans la bioformulation (*Cf.* Bioformulation) à des fins pratiques.

I.2. IMPORTANCE AGRONOMIQUE

Les rhizobactéries sont des bactéries qui colonisent les racines des plantes. Par ailleurs, ces bactéries peuvent se multiplier et occuper les niches écologiques au niveau des racines des plantes aux différents stades de croissance végétale. Certaines rhizobactéries sont endophytes. Il existe un groupe de rhizobactéries d'une portion infime ($2 \pm 5\%$) capable de favoriser la croissance des plantes et apportant un effet bénéfique sur la protection des cultures. Parmi les premières expérimentations ayant mis en évidence l'effet bénéfique des PGPR, une étude réalisée sur les radis, où l'inoculation des radis par des PGPR a montré une promotion significative de la croissance représentée par une augmentation du poids frais et du rendement. Rarement, les PGPR peuvent être présentes en un nombre élevé dans la nature, sauf dans certains sols suppressifs (Antoun et Kloepper, 2001).

Tableau 2: Stimulation de la croissance des plantes et du rendement des cultures après inoculation de souches de *Pseudomonas* spp. fluoerescents (Adapté de Lemanceau, 1992).

Plante hôte	Conditions expérimentales		Augmentation (% du témoin)		Références
	contrôlées	en plein champ	croissance	rendement	
<i>Beta vulgaris</i>	×	×	20 à 69	21 à 77	Suslow et Schroth, (1982b)
<i>Brassica compestris</i>	×	×	22 à 65	7 à 19	Lifshitz et al., (1987) Kloepper et al., (1988)
<i>Citrus sp</i>	×		→116		Gardner et al., (1984)
<i>Cucumis sativus</i>	×		36 à 58		Van Peer et Schippers, (1989)
Espèces florales	×		18 à 41		Yuen et Schroth, (1986)
<i>Lactuca sativa</i>	×		38 à 86		Van Peer et Schippers, (1989) Digat et al., (1990)
	×		20 à 37		
<i>Lycopersicom esculentum</i>	×		25 à 93		Van Peer et Schippers, (1989) Digat et al., (1990)
	×		26 à 30		
<i>Malus sp</i> : plantules, porte greffes	×		23 à 40		Caesar et Burr, (1987)
	×	×	2 à 121		
Fruits		×		10	Digat et al., (1988)
<i>Orysa sativa</i>		×		3 à 160	Saktivel et Gnanamanikam, (1987)
<i>Phaseolus vulgaris</i>	×		4 à 28		Lemanceau et Samson, (1983)
<i>Raphanus sativus</i>	×	×		→567 →200	Kloepper et Schroth, (1978) Bakker et al., (1987) Bakker et al., (1986) Bakker et al., (1978)
	×	×	83 à 320	10-11	
	×	×	7 à 367	2 à 24	
<i>Solanum tuberosum</i>	×	×	→550	10-15	Geels et Schippers, (1983) Geels et al., (1986) Kloepper et al., (1980c) Xu et Gross, (1986b)
	×	×	47 à 500	1 à 17	
		×		17 à 37	
<i>Triticum sp</i>		×		2 à 26	Weller et Cook, (1986)

× indique le type de conditions expérimentales utilisé.

→indique la valeur maximale de l'augmentation.

A titre indicatif, les sols appelés suppressifs de maladies sont des sols où la microflore indigène contribue significativement dans la protection des plantes cultivées contre les phytopathogènes telluriques (Lemanceau et Alabouvette, 1993 ; Weller et *al.*, 2002).

Le nombre de PGPR identifiées a augmenté principalement à cause du rôle que joue la rhizosphère dans le fonctionnement de la biosphère. Plusieurs genres bactériens comme *Pseudomonas*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Burkholderia*, *Bacillus* et *Serratia* ont été rapportés dans la promotion de la croissance des plantes (Kloepper et *al.*, 1989; Glick, 1995; Joseph et *al.*, 2007).

Les premières études sur les PGPR ont été axées davantage sur le contrôle biologique des maladies des plantes que sur la stimulation de leur croissance (Antoun et Prévost, 2005). Ce n'est qu'après quelques années que les recherches ont été orientées sur l'étude de la phytostimulation sans l'utilisation d'agents pathogènes (Dobbelaere et *al.*, 2002 ; Adesemoye et *al.*, 2008).

Afin d'améliorer la qualité des aliments et d'améliorer la production végétale durable tout en préservant la qualité de l'environnement, d'autres études de base et stratégiques doivent être prises pour progresser notre compréhension sur les interactions microbiennes dans la rhizosphère comme l'analyse moléculaire de la colonisation racinaire et l'étude des mécanismes impliqués dans les activités bénéfiques microbiennes (Nelson, 2004; Barea et *al.*, 2005).

Les PGPR peuvent être considérées comme des composants essentiels des systèmes de gestion intégrée où les proportions d'utilisation des produits chimiques sont réduites et sont souvent utilisées comme agents de biocontrôle. De tels systèmes intégrés pourraient être utilisés pour les transplants afin de produire des plants plus vigoureux, qui seront tolérants aux nématodes et d'autres maladies pendant au moins quelques semaines après la transplantation au champ (Kloepper et *al.*, 2004).

L'importance agronomique qu'offrent les PGPR à l'agriculture a conduit à l'élaboration de plusieurs études et d'essais de formulation à l'échelle internationale (Kloepper et *al.*, 1989; Kloepper et *al.*, 1999; Tizzard et *al.*, 2006; Barriuso et *al.*, 2008; Munees et Khan, 2011). En Algérie, certains travaux ont mis en évidence ; à travers des expérimentations *in vitro* et *in situ*, les potentialités de ces rhizobactéries dans la phytostimulation de

différents génotypes végétaux (céréales, légumineuses, plantes maraîchères) (Toua, 1996; Benchabane, 2005; Chennaoui, 2008; Ousserir, 2009).

I.3. ACTIVITES PHYTOSTIMULATRICES

Parmi les rhizobactéries, du groupe PGPR, les plus étudiés et ayant démontrés de forts potentialités phytobénéfiques en terme de bicontrôle et/ou de stimulation de la croissance des plantes, de nombreuses souches appartenant aux genres *Pseudomonas* et *Bacillus*. Par ailleurs, se sont les groupes bactéries les plus dominants dans la rhizosphère et souvent les genres PGPR les plus couramment étudiés (Morgan et al., 2005). Il faut mentionner que plusieurs mécanismes sont impliqués dans les interactions bénéfiques entre plante-rhizobactéries (Müller et al., 2009).

1.3.1. Cas des *Pseudomonas* spp. fluorescents

Le genre *Pseudomonas* est composé de bactéries Gram négatif (règne : *Bacteria*; Phylum : *Firmicutes*; Classe : *Gammaproteobacteria*; Ordre *Pseudomonadales*; Famille : *Pseudomonadaceae*) (Lansing et al., 2003) (Fig 1).

Parmi les bactéries Gram négatif du sol, *Pseudomonas* est le genre le plus abondant dans la rhizosphère. Les activités phytobénéfiques des souches appartenant à ce genre sont connues depuis plusieurs années. A raison de la pollution environnementale due à l'usage excessif et les coûts élevés des engrais, plusieurs études ont testé les souches de *Pseudomonas* pour leur utilisation en production durable et écologique (Kavino et al., 2010). Les chercheurs aujourd'hui possèdent une vaste connaissance sur les mécanismes impliqués dans leurs actions bénéfiques vis-à-vis les plantes (Patten et Glick, 2002; Gutiérrez-Manero et al., 2003; Lucas-García et al., 2004).

La diversité écologique de ce genre est énorme où des espèces individuelles ont été isolées à partir d'un certain nombre d'espèces végétales intégrées dans des sols différents à travers le monde. Les souches de *Pseudomonas* montrent une grande polyvalence dans leur capacité métabolique (Bariusso et al., 2008). Les antibiotiques, les sidérophores ou cyanure d'hydrogène sont parmi d'autres métabolites généralement libérés par ces souches (Charest et al., 2005). Ces métabolites affectent fortement l'environnement, à la fois car ils inhibent la croissance des microorganismes nocifs et parce qu'ils augmentent la disponibilité des nutriments pour la plante (Bariusso et al., 2008).

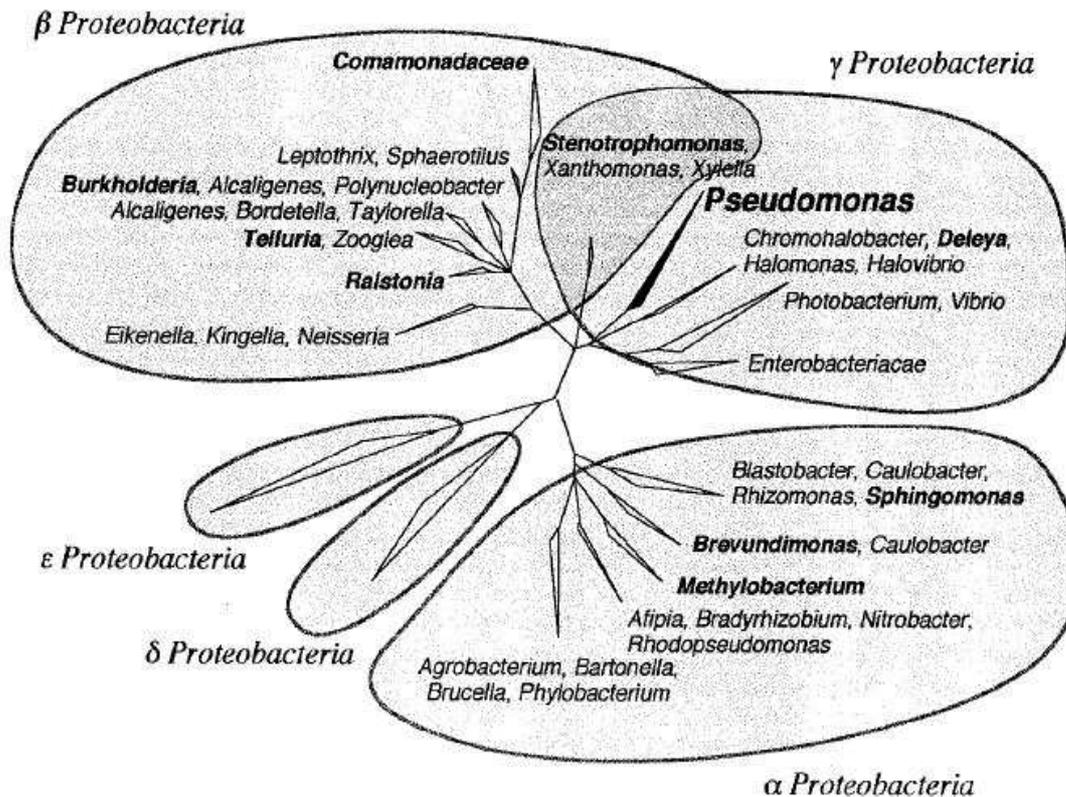


Figure 1: Relations phylogénétiques entre les différents groupes des protéobactéries contenant les genres bactériens actuellement ou anciennement (en gras) associés aux *Pseudomonas* (Bossis et al., 2000; adapté de Kersters et al., 1996).

La plupart des études ont traité *Pseudomonas fluorescens* spp. parce que plusieurs souches de *Pseudomonas* sont impliquées dans la stimulation de la croissance et le biocontrôle de diverse agents pathogènes des plantes transmis par le sol (Sharifi-Tehrani et al., 1998; Weller et al., 2002 ; Moe`nne-Loccoz et De`fago, 2004).

Une étude réalisée par Vikram et al., (2007) a confirmé l'implication de *Pseudomonas fluorescens* dans la stimulation de la Croissance des plants d'arachides, en augmentant le poids sec de la partie racinaire et de la teneur en azote. Des essais effectués sur le maïs en utilisant des souches de *Pseudomonas* : *P. putida* R-168, *P. putida* DSM291, *P. fluorescens* R-93 et *P. fluorescens* DSM 50090 ont montré que l'inoculation des graines par ces rhizobactéries améliorent nettement la germination des semences, la vigueur des plantules, le

poids sec des feuilles et de la partie aérienne, la hauteur des plants et la surface foliaire (Gholami et al., 2009).

Une souche de type sauvage de *P. fluorescens* protège les concombres contre *Pythium ultimum*. Suite à une manipulation génétique pour surproduire les antibiotiques pyoluteorine et le 2,4-diacétylphloroglucinol (DAPG), la souche résultante peut protéger plus efficacement le concombre (Maurhofer et al., 1992; Schnider et al., 1994), Tandis que des souches bactériennes suppressives mutantes non-productrices d'antibiotiques ne sont plus en mesure de prévenir les phytopathogènes causant les dommages aux plantes (Guterson et al., 1986; Keel et al., 1992).

Les *Pseudomonas* fluorescents produisant l'antibiotique polykétide 2,4-diacétylphloroglucinol sont un groupe important de PGPR capables de prévenir les maladies touchants les semences et les racines (Ellis et al., 2000).

La bactérie PGPR *Pseudomonas fluorescens*, qui produit les sidérophores, l'acide indole acétique (AIA), et solubilisant le phosphate tricalcique (PTC) en conditions *in vitro*, est également capable de supprimer les maladies fongiques telluriques comme la pourriture du collet de l'arachide (causée par *Aspergillus Niger*) dans des essais sur terrain (Dey et al., 2004).

L'utilisation de *Pseudomonas putida* et *Pseudomonas fluorescens* par inoculation de la semence de canola, de la laitue et de la tomate aboutie à l'augmentation de l'élongation racinaire et aérienne de ces plantes (Hall et al., 1996 ; Glick et al., 1997), ainsi que le rendement des cultures de la pomme de terre, du radis, du riz, de la tomate, de la laitue, des pommes, du citron, du blé et des plantes ornementales (Suslov, 1982; Kloepper et al., 1988; Lemanceau, 1992).

De même les souches de *Pseudomonas* fluorescents, ont été utilisées comme inoculants de semences pour promouvoir la croissance des plantes, augmenter les rendements et autres effets positifs sur divers hôtes tels que les haricots (Anderson et Guera, 1985), le coton (Sakthivel et al., 1986), le soja (Polonenko et al., 1987), les arachides (Dey et al., 2004), le maïs (Shaharoon et al., 2006) et la betterave sucrière (Cakmakci et al., 2006).

Gamalero et al., (2004) ont confirmé que l'inoculation des plants de la tomate par des souches de *Pseudomonas fluorescens* (92, P190) a conduit à la stimulation de leur croissance

et à la modification de l'architecture racinaire des plantes, elles ont amélioré aussi l'acquisition du phosphore dans les feuilles.

1.3.2. Cas de *Bacillus*

Le genre *Bacillus* est composé de bactéries Gram positif (règne : *Bacteria*; Phylum : *Firmicutes*; Classe : *Bacilli*; Ordre *Bacillales*; Famille : *Bacillaceae*) (Maughan et Auwera, 2011). 95% des bacilles Gram positif du sol appartiennent au genre *Bacillus* (Garbeva et al., 2003). Les souches de *B. subtilis* sont des rhizobactéries bénéfiques, se nourrissant des exsudats végétales à la surface de la racine et produisant des lipopeptides sous forme de métabolites secondaires (Kinsinger et al., 2003; Bais et al., 2004; Nagorska et al., 2007).

Bacillus spp. sont capables de former des endospores, leur permettant de survivre pendant des périodes prolongées dans des conditions environnementales défavorables. Certains membres du groupe sont diazotrophes. Les chercheurs ont pu isoler *B. subtilis* à partir de la rhizosphère d'une gamme d'espèces végétales et à des concentrations aussi élevées que 10^7 par gramme de sol rhizosphérique (Wipat et Harwood, 1999).

Les espèces de *Bacillus* ont été signalés à stimuler la croissance d'une large gamme de plantes (De Freitas et al., 1997; Kokalis-Burelle et al., 2002). Kloepper et al., (1992) ont rapporté que l'inoculation par des souches de *Bacillus* améliorent la germination des plantes d'un pourcentage qui tends vers 43%.

Des études menées par Kloepper en (1989) ont montré une augmentation jusqu'à 43% du rendement de blé avec l'inoculation du *Bacillus*. La combinaison du *Bacillus* et *Azotobacter* a augmenté le rendement de la même culture de 10-20% dans des essais en plein champs (Brown, 1974).

Une préparation biologique LS213, contenant des spores industriellement formulée de la souche GB03 du *Bacillus subtilis* comme un agent de promotion de la croissance, de la souche IN937a du *B. amyloliquefaciens* comme un agent de résistance induite et 2,5% de chitosane en tant que transporteur, a été testée pour sa capacité à promouvoir la croissance de la tomate et du poivron et de contrôler les pathogènes et les nématodes de ces deux cultures sous serre et en champ (Kokalis-Burelle et al., 2002; Kokalis-Burelle et al., 2003; Kloepper et

al., 2004a; Kloepper et *al.*, 2004b; Ménard et *al.*, 2004). Des résultats notables ont été enregistrés.

Hervas et *al.*, (1997) ont observé que le traitement par *B. subtilis*, lorsqu'il est appliqué pour les cultivars de pois chiche pourrait effectivement supprimer la maladie causée par la très virulente *F. oxysporum* f. sp. ciceris. En comparaison avec le contrôle, l'incidence de la maladie finale a été réduite par *B. subtilis* (18-25%).

En plus de ces caractéristiques, leur capacité endophytique à coloniser les plantes a également été identifiée comme une caractéristique importante, utile de les suggérer comme bons agents de biocontrôle destinés à l'usage contre les agents pathogènes vasculaires et biostimulants (Lilley et *al.*, 1996; Mahaffee et Kloepper, 1997; Kloepper et *al.*, 1999).

Les métabolites produits par *Bacillus* spp. peuvent également affecter la microflore de la rhizosphère, fournissant un environnement hostile aux agents pathogènes ou même ils peuvent déclencher les réactions de défense chez l'hôte (Selon Silo-Suh et *al.*, 1994).

Plusieurs études ont été réalisées pour tenter d'élucider les mécanismes impliqués dans la lutte biologique par des espèces de *Bacillus*. L'activité antagoniste a été souvent associée à la production de métabolites secondaires ayant des propriétés antibiotiques (Stabb et *al.*, 1994; Asaka et Shoda., 1996; Karen et *al.*, 2009). Elles sont capables aussi de produire des sidérophores à effet stimulateur de l'acquisition du fer et à effet de lutte biologique sur la fusariose et favorise la croissance des plantes tels que les plants de poivre (Yu et *al.*, 2011).

Les espèces de *Bacillus* sont bien connus en tant que producteurs d'antibiotiques avec activité antagoniste contre les champignons et certaines bactéries pathogènes (Loeffler et *al.*, 1986; Krebs et *al.*, 1998). Cette capacité semble également contribuer à la création et la persistance de l'antagoniste chez la plante (Krebs et *al.*, 1993). L'agent de lutte biologique *Bacillus subtilis* produit plusieurs classes d'antibiotiques lipopeptidiques à large spectre qui sont des suppresseurs efficaces de nombreux agents pathogènes des plantes, y compris les espèces de *Fusarium*, *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinia*, et *Verticillium* (Nagorska et *al.*, 2007; Ongena et Jacques, 2008). Des études ont examiné les lipopeptides surfactine et iturine A, deux des antibiotiques produits par *B. subtilis* permettent à la bactérie de minimiser la concurrence par d'autres microbes pour leur source de nourriture, ainsi que la formation de biofilm comme des colonies sur la surface de la racine (Kinsinger et *al.*, 2003; Bais et *al.*, 2004; Nagorska et *al.*, 2007). La plupart des antibiotiques produits par *Bacillus*

spp. ont été caractérisés comme dipeptides ou des peptides cycliques de faible poids moléculaire (Loeffler et *al.*, 1986; Nakano et Zuber, 1990).

D'autres essais réalisés en bactérisant les plantes par *Bacillus* spp. aboutit à un rendement accru des arachides, de la pomme de terre, du sorgho et du blé (Burr et *al.*, 1978; Capper et Campbell, 1986; Broadbent et *al.*, 1997).

I.4. MECANISMES DE PHYTOSTIMULATION

Les rhizobactéries bénéfiques pour les plantes sont associées à la surface de leurs racines. Elles peuvent augmenter leur croissance et leur rendement par différents mécanismes qui peuvent être direct, ou indirect. La promotion directe de la croissance est définie comme étant l'augmentation des capacités d'assimilation des nutriments par les plantes et/ou la stimulation de leur balance hormonale et nutritionnelle. Les mécanismes indirects, le plus souvent, sont liés aux actions de bioprotection impliqués dans la réduction/suppression des phytopathogènes conférant ainsi un meilleur état sanitaire aux plantes (Nihorimbere et *al.*, 2011).

Parmi les éléments nutritifs ayant des liens directs avec le statut nutritionnel chez les plantes, Les PGPR améliorent la croissance des plantes par la fixation de l'azote (N₂), la solubilisation du phosphore insoluble, l'accroissement de l'apport des autres nutriments comme le soufre, le fer et le cuivre, ainsi que la production des phytohormones. En plus de ces actions directes exercées sur la plantes, les PGPR ont été cités comme des agents biologiques favorisant la fixation de l'azote en améliorant le système de la nodulation, la mycorhization et stimulant le développement des autres bactéries bénéfiques. La suppression des maladies est le résultat des effets d'antibiose, également par l'induction de la résistance systémique des plantes et aider dans le contrôle des insectes nuisibles (Kloepper et *al.*, 1991; Lutenberg et *al.*, 1991; Costacurta et Vanderleyden, 1995; Vessey, 2003; Glick et *al.*, 2007 ; Satyavir et *al.*, 2010 ; Munees et Khan, 2011) (Figure 2).

Chez les plantes, les mécanismes directs de la promotion de la croissance exercés par les PGPR sont difficiles à différencier de ceux impliqués dans la suppression des maladies. L'importance relative d'un mécanisme spécifique par rapport à d'autres peut varier selon les différents pathosystèmes (Chet et *al.*, 2002).

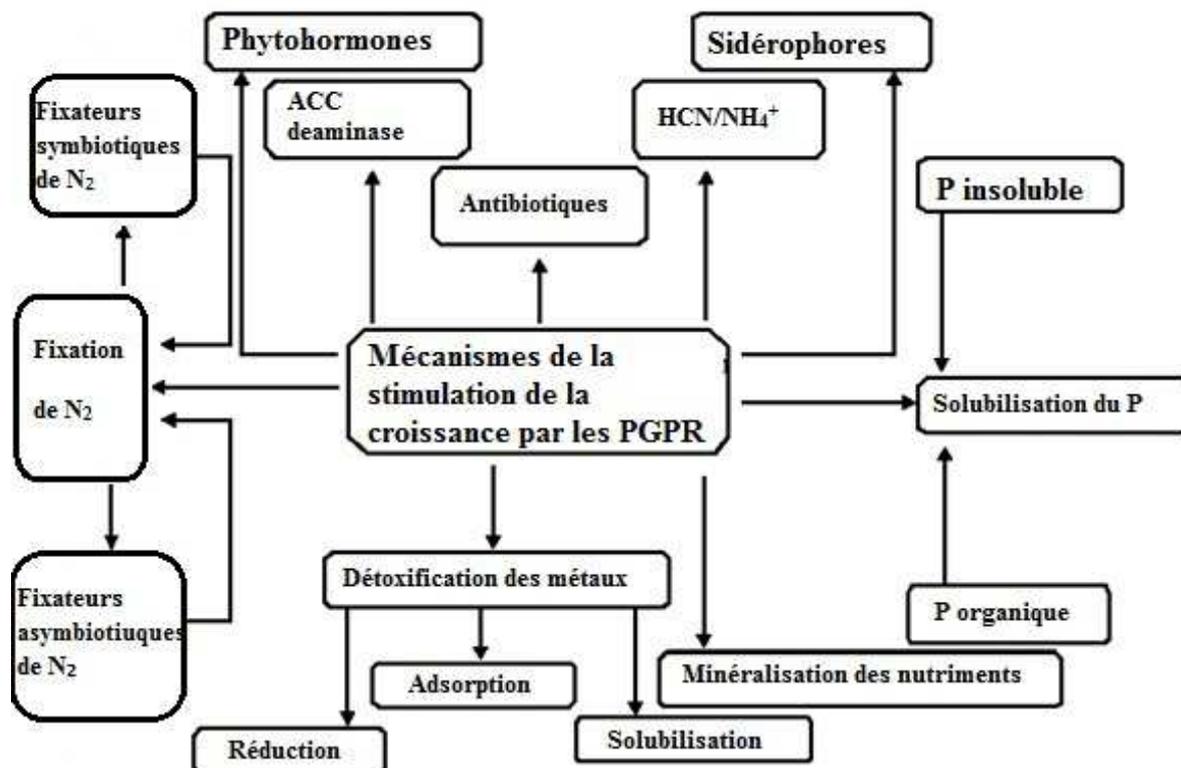


Figure 2 : Schéma générale illustrant les mécanismes de stimulation de la croissance par les PGPR (Munees et Khan, 2011).

I.4.1. Phytostimulation

I.4.1.1. Amélioration de l'acquisition des nutriments essentiels

I.4.1.1. a. Solubilisation des phosphates

En agriculture, le phosphore est le deuxième élément après l'azote en terme d'exigence quantitative pour les plantes cultivées (Goldstein, 1986; Fernandez et *al.*, 2007). Il se trouve dans le sol, chez les plantes et chez les microorganismes en deux formes : organique et inorganique. Il représente l'un des éléments minéraux essentiels pour la croissance des plantes (constituant jusqu'à 0.2% du poids sec de la cellule végétale). Il joue divers rôles dans la régulation, la structure et le transfert d'énergie. Par conséquent, il est un élément nécessaire chez la plante et avec des quantités significatives (Bielecki, 1973; Schachtman et *al.*, 1998).

Toutefois, la teneur en P dans un sol moyen est de 0.05%, seulement une très petite fraction (0.1%) du total du P présent dans le sol qui est disponible aux plantes, en raison de sa fixation chimique et sa faible solubilité (Stevenson et Cole, 1999). De ce fait, il est nécessaire de compenser l'exigence des plantes par l'ajout des engrais (Bielecki, 1973). Les engrais phosphatés sont les seconds produits chimiques utilisés en agriculture et donc, le deuxième fertilisant le plus largement utilisé (Goldstein et al., 1993; Goldstein, 2007).

Malgré cela, 75% des engrais en phosphate appliqués dans le sol sont rapidement immobilisés et ainsi deviennent indisponibles pour les plantes (Rodriguez et Fraga, 1999). Cette situation, établissant une carence en P, est une importante contrainte à la production agricole. Dans de telles conditions, les microorganismes offrent un système biologique capable de solubiliser le P inorganique insoluble du sol et de le rendre disponible aux plantes, ainsi que de maintenir la fertilité du sol (Rodriguez et Fraga, 1999; Richardson, 2001; Deubel et Merbach, 2005; Chen et al., 2006; Khan et al., 2007). Le phosphate de roche, lui aussi est une source approuvée de phosphore, mais sa disponibilité pour les plantes est limitée dans la plupart des conditions de croissance. Les données suggèrent que les PGPR aident à rendre ce phosphore disponible pour les plantes (Saharan et Nehra, 2011).

L'utilisation des bactéries solubilisant le phosphate augmente simultanément l'absorption de P par la plante et le rendement des cultures. Les souches du genre *Pseudomonas*, *Bacillus* et *Rhizobium* sont parmi les plus puissants solubilisant du phosphate. Le principal mécanisme de solubilisation du phosphate minéral est la production d'acides organiques. Par ailleurs les phosphatases acides jouent un rôle majeur dans la minéralisation du phosphore organique dans le sol (Rodríguez et Fraga, 1999).

Dans l'étude de Naik et al., (2008) il a été dépisté 443 souches de *Pseudomonas* fluorescents pour leur solubilisation du phosphore tricalcique (PTC) et ont rapporté que 18% ont formé un halo visible de dissolution sur la gélose de Pikovskaya. Ces souches ont été identifiées comme *P. aeruginosa*, *P. mosselii*, *P. plecoglossida*, *P. putida*, *P. fulva* et *P. fluorescens*. Des espèces de *Bacillus* solubilisant le phosphore ont été aussi isolées à partir de la rhizosphère des légumineuses et des céréales, incluant *B. subtilis*, *B. circulans*, *B. coagulans*, *B. firmus*, *B. licheniformis*, *B. megaterium* et *B. polymyxa* (Gandhi et Gaur, 1991; Rajarathinam et al., 1995).

Ahmad et al., (2008) ont rapporté que chez 72 isolats bactériens provenant de la rhizosphère de légumineuses, la solubilisation du P a été fréquemment détectée chez *Bacillus* (80%), suivie par *Azotobacter* (74%), *Pseudomonas* (56%) et *Mesorhizobium* (17%). Le mécanisme principal pour augmenter la disponibilité du P est la production microbienne d'acides organiques qui peuvent libérer les formes solubles du P par l'acidification du sol rhizosphérique. La production des ions hydrogène par les bactéries elle aussi modifie le pH des environnements rhizosphériques et le rend acide ce qui favorise la mobilisation des minéraux du sol (Rodriguez et al., 2006).

Un effet synergique a été observé également après la co-inoculation de bactérie fixatrice d'azote avec une bactérie solubilisant le phosphore. L'application simultanée de *P. putida* et de *R. phaseoli* augmente la disponibilité du P pour les plantes de haricot et améliore sa nodulation (Grimes and Mount, 1984). L'inoculation des semences par *B. subtilis*, *B. circulans* et *A. niger* provoque l'amélioration de la nodulation, la stimulation des biomasses racinaires et aériennes et l'absorption de N et du P par le haricot (Gaind et Gaur, 1991). Il a été enregistré également un rendement meilleur et une absorption accrue du P chez l'arachide suite à son inoculation par *P. striata* (Agasimani et al., 1994).

Principalement les bactéries solubilisant le phosphore appartiennent aux genres *Bacillus* et *Pseudomonas*. Des espèces de *Achromobacter*, *Alcaligenes*, *Brevibacterium*, *Corynebacterium*, *Serratia* et *Xanthomonas* ont été aussi rapporté comme solubilisant du P (Venkateswarlu et al., 1984; Cattelan et al., 1999; Khan et al., 2007).

I.4.1.1. b. Le Fer

Le fer est le quatrième élément le plus abondant sur la croûte terrestre, ainsi qu'il est essentiel pour la croissance de tous les organismes vivants (Neiland, 1981). Toutefois, sa disponibilité pour les plantes et les microorganismes est entravée, en raison de sa facilité d'oxydation chimique et la formation de sels ferrique insolubles (Neilands, 1982).

Les sidérophores sont des molécules de bas poids moléculaire (400-1000 Da) avec une forte affinité ($K_d = 10^{-20}$ - 10^{-50}) pour (Fe^{3+}), excrétés par les microorganismes et ayant la capacité de piéger les ions du fer (Fe^{3+}) sous forme de complexes stables ou ils sont ensuite internalisés dans les cellules par des récepteurs membranaires spécifiques (Figure 3). La diversité structurale des sidérophores est reflétée par le model iso-électrophoretique et la

spécificité du transport du fer et en corrélation avec la position taxonomique des souches les produisant. Certains PGPR peuvent produire et sécréter ces molécules fixatrices du fer (sidérophores) (Castignetti et Smarrelli, 1986 ; Meyer et *al.*, 2002). *Pseudomonas*, *Azotobacter*, *Bacillus*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Azospirillum* et *Rhizobium* sécrètent différents types de sidérophores (Glick et *al.*, 1999;. Loper et Henkels, 1999).

Les sidérophores lient les ions Fe^{3+} disponibles dans la rhizosphère, ce qui empêche les agents pathogènes dans le voisinage de la racine de proliférer, en raison d'un manque de fer (O'Sullivan et O'Gara, 1992). C'est l'exemple d'inhibition des Pythiums par les sidérophores de *Pseudomonas* (Buysens et *al.*, 1994).

Contrairement aux phytopathogènes microbiens, les plantes ne sont pas généralement affectées par l'épuisement localisé du fer causé par les PGPR. La plupart des plantes peuvent croître à des concentrations en fer beaucoup plus faible (environ 1000 fois) que les microorganismes (O'Sullivan et O'Gara, 1992). Certaines plantes peuvent lier les complexes fer-sidérophore bactériens et les transporter à travers la plante; ou le fer est libéré du sidérophore, à ce stade il est disponible pour la plante (Crowley et *al.*, 1988).

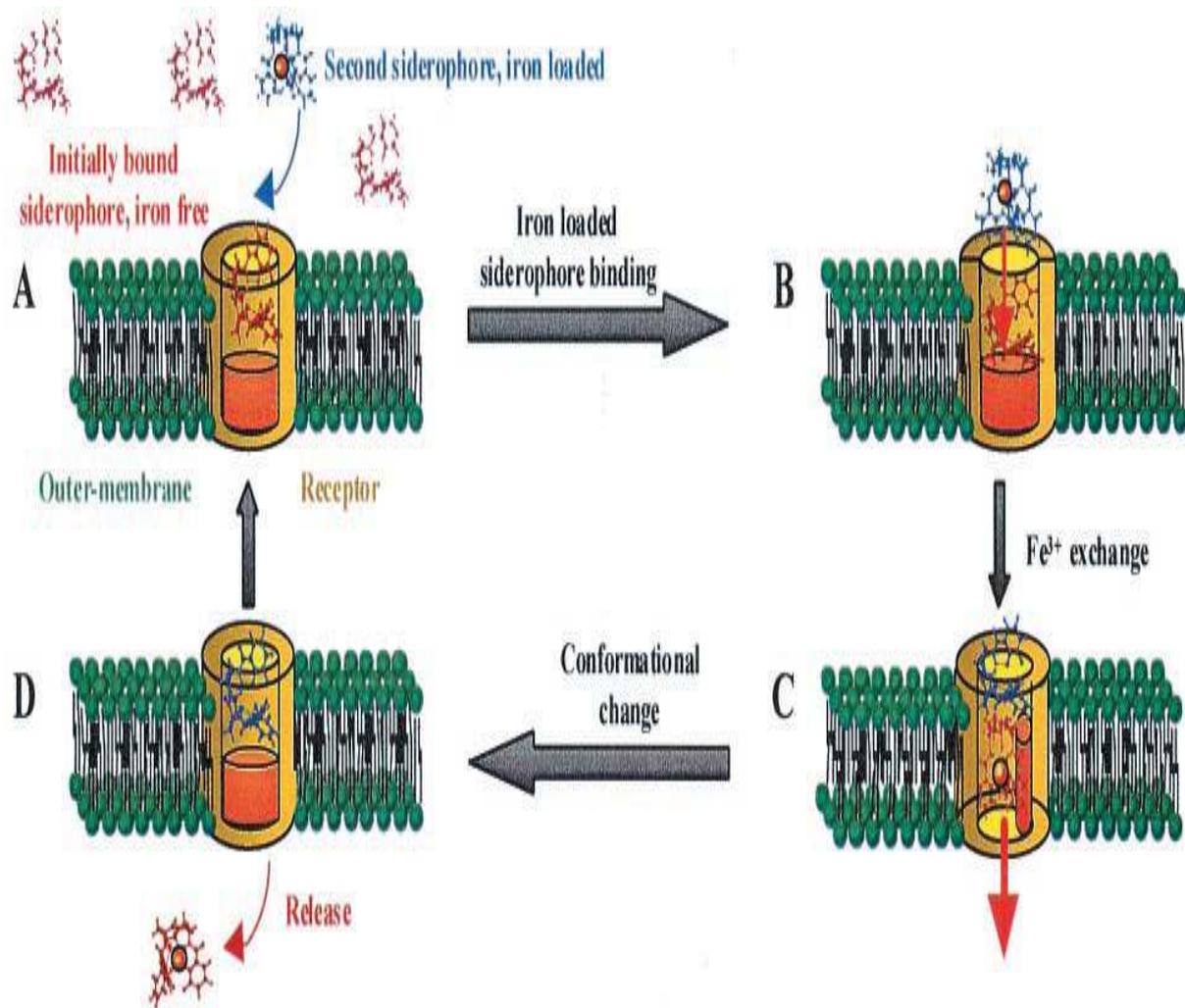


Figure 3 : Le modèle proposé sur le mécanisme d'échange de navette fer sidérophore pour le transport du fer dans les bactéries Gram-négatif (Munees et Khan, 2011).

I.4.1.1. c. L'azote

Les sources naturelles d'azote (N) originaires de précipitations et de fixation par des bactéries symbiotiques des légumineuses ne sont pas suffisantes pour maximiser la productivité des cultures ; ainsi, les engrais chimiques ont été utilisés pour une longue période pour augmenter la disponibilité de N et son absorption par les plantes (Frink et *al.*, 1999). Une préoccupation majeure est que de larges fractions de N appliquées (souvent moitié ou plus) sont perdues à partir des systèmes agricoles. Ces pertes peuvent être sous forme de N₂, traces

de gaz ou même par lessivage des nitrates. Or, l'utilisation croissante des engrais azotés laisse présager de graves conséquences sur l'environnement qui sont généralement à long terme. Ils sont considérés comme des facteurs significatifs de changements écologiques (Vitousek et *al.*, 1997; Diaz et Rosenberg, 2008).

Parmi ces conséquences, des effets négatifs sur la diversité microbienne, sur la composition en espèces, et sur le fonctionnement de nombreux écosystèmes terrestres et aquatiques (Vitousek et *al.*, 1997).

Toutes ces contraintes ont obligé l'agriculture actuelle de favoriser l'utilisation de bio-fertilisants. Parmi ces derniers les PGPR, des bactéries vivants librement dans la rhizosphère et favorisant la croissance des plantes. Elles font l'objet de plusieurs travaux de recherche à des fins de formulation biologique (Kloepper et *al.*, 1989). Récemment, des mécanismes spécifiques chez les PGPR, induisant l'absorption des nutriments sont proposés par Adesemoye et *al.*, (2009). Les PGPR favorisent la croissance des plantes et augmentent la surface des racines ou l'architecture du système racinaire. En général, un meilleur développement racinaire peut libérer des quantités supérieures de carbone dans les exsudats racinaires. Cette augmentation a suscité plus l'activité microbienne et donc améliorer le cycle de l'azote, ce qui le rend plus disponible pour l'absorption par les plants.

Les études réalisées par Hernandez et Chailloux, (2004) et Adesemoye et *al.*, (2008) sont des exemples parmi d'autres, qui ont montré que les PGPR induisent la promotion de la croissance des plantes par l'amélioration de l'absorption de N par les racines végétales. En conclusion, les PGPR ont le potentiel d'améliorer l'efficacité de l'utilisation d'engrais azotés (Adesemoye et *al.*, 2010).

I.4.1.1. d. Le potassium

Le potassium (K) est le troisième nutriment majeur essentiel pour la croissance des plantes. Il joue un rôle essentiel dans l'activation des enzymes, la synthèse des protéines et la photosynthèse. Le potassium dans le sol est présent soluble dans l'eau (solution K), échangeable, non-échangeable et sous formes structurales ou minérales. Ceux qui sont solubles dans l'eau et les échangeables sont directement disponibles pour être absorbés par les plantes. A de faibles niveaux de K échangeable dans certains sols, le K non échangeable peut également être absorbé de manière significative par les plantes (Memon et *al.*, 1988). Les

PGPR peuvent induire la stimulation de la croissance par la mobilisation du potassium insoluble présent dans le sol (Sheng, 2005 ; Ordookhani et *al.*, 2010).

I.4.1.1. e. Le soufre

Un autre élément nutritif pour les plantes, le soufre (S), il est le neuvième essentiel macronutriment le moins abondant. Son absorption et son assimilation sont cruciales en raison du rôle clé qu'il joue dans la formation des acides aminés contenant le S ; le cas de la méthionine et la cystéine, elles mêmes responsables du maintien de la structure protéique, ainsi qu'en raison de son rôle dans la défense des plantes (Rasch et Wachter, 2005). Scherer, (2009) a rapporté que le sulfate (SO_4^{2-}) qui est une source directe de soufre pour les plantes, a contribué à plus de 5% du total du S du sol; généralement plus de 95% des sols sont organiquement liés au S.

Beaucoup de bactéries y compris les espèces de *Bacillus* et *Pseudomonas* sont connus pour réduire le S ou le sulfate en H_2S (sindhu et *al.*, 2010).

I.4.1.2. Phytohormones

Les régulateurs de la croissance des plantes participent dans la croissance et le développement des cellules, des tissus, des organes et en réalité dans la plante entière. Ces composés sont actifs chez les plantes à de faibles doses et leur synthèse est régulée avec précision. Les plantes ne sont pas les seules productrices de phytohormones, mais aussi de nombreuses bactéries bénéfiques associées aux plantes, produisent une ou plusieurs de ces substances (Dobbelaere et *al.*, 2003). Ces composés augmentent aussi le taux de germination des semences et stimulent le développement des tissus racinaires conduisant à une augmentation de la capacité du système racinaire pour fournir les nutriments et l'eau pour les organes supérieurs des plantes (Arkhipova et *al.*, 2007) et même aident les plantes à tolérer les stress abiotiques (Yang et *al.*, 2009).

L'ensemble des PGPR identifiées aujourd'hui sont capables de synthétiser différentes hormones à savoir des auxines, des cytokinines, des vitamines, des gibbérellines et des inhibiteurs de la production de l'éthylène (Arshad et Frankenberger, 1991; Derylo et Skorupska, 1993; Patten et Glick, 1996; Gutierrez-Manero et *al.*, 2001). Derylo et Skorupska, (1993) ont rapporté que la stimulation de la croissance des plantes, à l'exemple de trèfle dans

des conditions gnotobiotiques résulte de la sécrétion des vitamines du groupe B solubles dans l'eau par les *Pseudomonas sp* fluorescents.

Ainsi, les bactéries stimulant la croissance des plantes peuvent faciliter la croissance des plantes en modifiant l'équilibre hormonal sans affecter les plantes (Lambrecht et *al.*, 2000; Kamnev, 2003).

I.4.1.2.a. Auxines (AIA)

L'acide Indole acétique (AIA) est connu comme l'auxine principale chez les plantes et impliqué dans tous les aspects de leur croissance et leur développement (Taele et *al.*, 2006). La synthèse de phytohormones par les bactéries, principalement les auxines (AIA) peuvent améliorer la nutrition des plantes et leur protection contre les agents pathogènes (Spaepen et *al.*, 2007). Les combinaisons d'accroissement et d'activités de lutte biologique ont été détectées chez des souches de *Pseudomonas* cultivées dans la rhizosphère de plants de radis qui dégageaient 30-100 fois plus de tryptophane (précurseur de l'auxine) comparé aux plants de blé et de tomate (Shtark et *al.*, 2003).

En fait, de faibles niveaux d'AIA secrétées par les rhizobactéries peuvent promouvoir l'élongation des racines primaires, tandis que de hauts niveaux en AIA stimulent la formation des racines latérales et adventives (Glick, 1995), mais inhibent la croissance des racines primaires (Xie et *al.*, 1996).

L'exemple aussi de la rhizosphère des plants de blé qui abrite une proportion importante de bactéries produisant des phytohormones, spécialement de l'acide indole acétique, impliqué dans l'augmentation de la croissance racinaire (Patten et Glick, 2002). Mayak et *al.*, (1999) ont montré qu'une souche mutante de *P. putida* surproductrice d'AIA induit un développement extensif de racines adventives chez le haricot.

En outre, l'inoculation par plusieurs souches de *Pseudomonas* améliore la production de flavonoïdes et de phytoalexines dans les racines de plantes cultivées (Parmar et Dadarwal 1999; Goel et *al.*, 2001) et pourrait induire la transcription des gènes de nodulation (nod) (Pierre et Verma, 1990) conduisant à une augmentation des surfaces nodulantes.

Swain et *al.*, (2007) ont rapporté que *Bacillus subtilis* est lui aussi capable de produire de l'AIA par voie de tryptophane et participer ainsi dans la stimulation de la croissance végétale.

I.4.1.2.b. Acide salicylique

L'acide salicylique a de nombreux rôles dans les systèmes de défense des plantes et il est impliqué dans la signalisation liée à la réponse de la résistance systémique acquise (SAR). En outre, deux souches PGPR, *P. fluorescens* PF4 et P en induisant la production de l'acide salicylique, elles peuvent augmenter la croissance des plantes (Singh et *al.*, 2003).

I.4.1.2.c. Ethylène

Dans des environnements stressés, l'éthylène stimule la sénescence et l'abscission des feuilles et des fruits, inhibe la croissance des plantes (racines) et déclenche la mort cellulaire à proximité de sites d'infection (Bashan et de-Basan, 2005). En pratiques agricoles, il est important de contrôler les niveaux d'éthylène, souvent en les abaissant de manière à éviter les pertes économiques.

Il a été rapporté que les PGPR qui produisent l'enzyme ACC (1-aminocyclopropane-1-carboxylate) désaminase qui est impliquée dans le catabolisme de la ACC (un précurseur de l'hormone végétale, l'éthylène), peut réduire la concentration de ce dernier dans une plante en développement ou stressée, ce qui les protègent contre les effets délétères du stress de l'éthylène et facilitent la formation de racines plus longues (Penrose et Glick, 2003). La même enzyme accroît également d'une manière significative le taux de l'AIA, ce qui favorise la croissance du semis de la tomate (Holguin et Glick, 2003).

I.4.1.2.d. Cytokinines

Les cytokinines sont des phytohormones dérivés de l'adénine qui contrôlent la division cellulaire, le cycle cellulaire et stimulent le processus de développement chez les plantes (Srivastava, 2002). La stimulation des cytokinines à différents processus de développement ont été décrites comme la régulation de la croissance des racines et de la partie aérienne, ainsi que leur ramification latérale, le contrôle de la dominance apicale de la partie aérienne, le développement des chloroplastes et la sénescence des feuilles (Werner et *al.*, 2001; Oldroyd,

2007). Neito et Frankenberger, (1989) ont démontré que des souches de *Pseudomonas fluorescens* sont capables d'améliorer la croissance des plantes par la production de substances telles que les cytokinines.

I.4.1.2.e. Gibbérelines

Les gibbérellines, elles aussi sont des hormones présentes chez pratiquement toutes les plantes et s'expriment dans différentes parties du végétal. Elles sont des acides diterpénoides qui jouent un rôle important dans l'élongation des tiges et des feuilles des plantes et stimulent la division et l'élongation des cellules. Leur implication peut être durant toutes les phases de croissance des plantes de la germination à la sénescence (Peter et al., 2003).

Plusieurs PGPR stimulent la croissance des plantes par le biais de la production des gibbérellines (Steenhoudt et Vanderleyden, 2000; Vessey, 2003; Barea et al., 2005), notamment les genres les plus connus sont *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Pseudomonas*, *Rhizobium* et *Bacillus* (Kuhad et al., 2004)

I.4.2. Bioprotection des plantes

Le développement de bio-inoculants a été réussi plus pour délivrer des agents contrôlant les organismes pathogènes ou causant des maladies aux cultures. Diverses bactéries sont principalement étudiées et commercialisées comme agents de contrôle biologique, incluant plusieurs genres tels que *Bacillus*, *Streptomyces*, *Pseudomonas*, *Burkholderia* et *Agrobacterium*. Elles suppriment les maladies des plantes grâce à au moins un mécanisme : antagonisme ou une concurrence envers les agents pathogènes et/ou des effets positifs sur la plante via l'induction de la résistance systémique (Haas and De'fago, 2005; Rezzonico et al., 2005 ; Saharan et Nehra, 2011).

L'intérêt du biocontrôle des phytopathogènes du sol a considérablement augmenté au cours des dernières décennies, car il peut lutter contre les maladies qui ne peuvent pas être gérées par d'autres stratégies de contrôle (Choudhary et Johri, 2009).

Les souches de *Pseudomonas fluorescens*, *P. putida*, *P. aureofaciens*, *P. cepacia* et *P. aeruginosa* sont connus comme antagonistes aux pathogènes, ce qui contribue dans la lutte contre d'importantes maladies (Chandra, 1997; Weller, 2007). Différentes souches de *Bacillus*

thruingiensis, *B. sphaericus*, *B. cereus* et *B. subtilis* sont également utilisés comme des agents de biocontrôle (Asaka et Shoda, 1996; Hervas et *al.*, 1997).

Malgré le nombre élevé d'études réalisés sur le biocontrôle, sauf que nos connaissances sur les microorganismes impliqués dans la suppression des maladies telluriques est très incomplète. Différents mécanismes sont impliqués dans la stimulation indirecte de la croissance de plantes telles que l'antibiose, la compétition, la production d'enzymes et de toxines et l'induction de la résistance systémique.

I.4.2.1. Antibiose

La production d'antibiotiques par les rhizobactéries est l'un des mécanismes majeurs postulés pour l'activité antifongique qui suppriment les pathogènes dans la rhizosphère et stimulent la croissance des plantes. Le rôle des antibiotiques dans la lutte contre les maladies est démontré dans plusieurs études par l'analyse de mutants et par les études biochimiques utilisant des antibiotiques purifiés (Stockwell et Stack, 2007).

Ces composés antimicrobiens peuvent agir sur les champignons pathogènes des plantes par l'inhibition de la germination des spores, la lyse des mycéliums fongiques ou en exerçant des effets fongicides. Un grand nombre d'antibiotiques incluant l'acide carboxylique phénazine, le diacétyle phloroglucinol, l'oomycine A, la pyocyanine, les pyrroles, la pyoluteorine, la pyrrolnitrine...etc, sont produites par des rhizobactéries (Bender et *al.*, 1999; Sindhu et *al.*, 2009) qui sont responsables de la suppression de la croissance des pathogènes.

Les phénazines (Mazzola et *al.*, 1992) et spécialement 2,4-diacetylphloroglucinol (Phl) (Haas and De´fago, 2005) sont aussi produites pour exécer l'antagonisme contre les microbes du sol. La surfactine et l'iturine sont deux antibiotiques produits par *Bacillus subtilis* participant dans le biocontrôle de plusieurs maladies (Karen et *al.*, 2009).

Pareillement plusieurs souches de *Pseudomonas* produisent les phénazines (exemple de phenazine-1-carboxamide) qui sont actifs sur *Fusarium oxysporum* (Chin-A-Woeng et *al.*, 2000) et *F. culmorum* (Shtark et *al.*, 2003). La tensine, la syringomycine et la syringopeptide sont des lipopeptides produites par les espèces de *Pseudomonas* qui montrent aussi des propriétés antibiotiques à spectre large (Raaijmakers et *al.*, 2006).

I.4.2.2. Compétition trophique et spatiale

Les micro-organismes vivants dans la rhizosphère font des effets compétitifs pour l'eau, les nutriments et l'espace et parfois améliorent leur compétitivité en développant une relation intime en association avec les plantes (Hartmann et *al.*, 2009). Ces micro-organismes jouent un rôle important dans la croissance et l'adaptation écologique de leur hôte.

Un mécanisme important pour la suppression des microorganismes pathogènes par les agents de biocontrôle peut résulter de la compétition pour les nutriments et les niches (Bashan et de-Bashan, 2005 ; Shtark et *al.*, 2010). Parmi les processus impliqués dans cette compétition, les sidérophores des PGPR ; présentant plus d'affinité pour les ions ferriques que celle des sidérophores fongiques (Miyazaki et *al.*, 1995). L'importance de la synthèse des sidérophores bactériens dans la suppression des pathogènes a été mis en évidence par l'utilisation des souches de PGPR génétiquement modifiées avec soit surproduction de sidérophores, soit répression (Buysens et *al.*, 1994; Raaijmakers et *al.*, 1995). L'efficacité des sidérophores dans le biocontrôle sous les conditions naturelles est principalement associée avec leur capacité à induire la résistance systémique (Preston, 2004). L'utilisation des sidéropores des PGPR dans le piégeage du fer conduit à en priver les organismes pathogènes de la nutrition appropriée, ce qui les rend incapables de mener un développement normal pour pouvoir exercer leur pathogénicité sur les plantes (Saharan et Nehra, 2011).

Dileep kumar et *al.*, (2001) ont constaté que les souches de *Pseudomonas fluorescens* présentent un large éventail d'activité antifongique et antibactérien contre les agents pathogènes par la production de sidérophores.

I.4.2.3. Production d'enzymes et de toxines

Les PGPR produisent également différentes enzymes bénéfiques pour les plantes. *Pseudomonas* spp. peuvent produire du cyanure d'hydrogène qui inhibe certains champignons phytopathogènes. La production de cyanure par *Pseudomonas fluorescens* aide à supprimer la pourriture noire des racines de tabac dans des conditions gnotobiotiques (Voisard et *al.*, 1989). D'autres souches PGPR peuvent produire des enzymes hydrolysant les parois cellulaires des champignons. *P. stutzeri* produit une chitinase extracellulaire et laminarinase qui digèrent les mycéliums fongique (Lim et *al.*, 1991).

Certaines souches de *Serratia* et *Bacillus* produisent des chitinases extracellulaires qui inhibent les pathogènes pendant les stades de développement comme la germination des conidies et la croissance des hyphes (Popova et Khatskevich, 2004).

Khot et *al.*, (1996) ont rapporté que certains isolats de *Pseudomonas* et *Bacillus* produisent des chitinases, b-1,3 glucanase (laminarinase). L'inoculation des semences par ces bactéries ou l'application de l'extrait cellulaire aboutit à 31.6% de réduction de l'incidence du flétrissement des pois chiche dans des conditions de terrain. De même, d'autres souches de *Pseudomonas* ont présenté la faculté de sécréter des chitinases et des cellulases capables d'inhiber la croissance de *Phytophthora aphanidermatum* et *Rhizoctonia solani* en laboratoire (Sindhu et Dadarwal, 2001).

I.4.2.4. Substances volatiles dans la promotion de croissance

L'exposition des semis d'*Arabidopsis* aux composés organiques volatiles (COV) tels que les jasmonates de méthyle et du salicylate de méthyle parvenues de *Bacillus subtilis* GB03 et *Bacillus amyloliquefaciens* IN937a ont significativement diminué la sévérité de la maladie causée par *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* d'où l'intervention de ces hormones volatiles dans le déclenchement des réactions de défense chez les plantes et l'induction de la résistance systémique (Ryu et *al.*, 2004). Afin d'évaluer l'utilisation potentielle des COV issus des PGPR pour les plantes cultivées, Ryu et *al.*, en (2008) ont appliqué les mélanges volatiles de GB03, IN937a et DH5a séparément aux racines du poivron, de la tomate et le concombre. Des résultats notables ont été enregistrés en terme de protection de ces plantes contre les phytopathogènes.

I.4.2.5. Induction de la résistance systémique

L'induction de la résistance systémique (ISR) a été rapportée comme l'un des mécanismes par lesquels les PGPR réduisent les maladies des plantes, par la manipulation des propriétés physiques et biochimiques de la plante hôte (Pieterse et *al.*, 2002).

L'induction de la résistance systémique (ISR) par les bactéries associées aux plantes a été initialement démontrée en utilisant les souches de *Pseudomonas* spp. et autres Gram négatif. Plusieurs espèces du *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. subtilis*, *B. pasteurii*, *B. cereus*, *B. pumilus*, *B. mycoides*, et *B. sphaericus* induisent une réduction significative dans la sévérité

de nombreuses maladies chez divers hôtes. L'induction de l'ISR chez ces souches a été démontrée dans des essais sous serre et en champ sur la tomate, le haricot, le poivron, le melon, la pastèque, la betterave à sucre, le tabac, l'arabette, le concombre, le pin blanc et plusieurs autres cultures (Van Loon et *al.*, 1998; Choudhary et Johri, 2009).

Toutefois, l'ISR peut être sectionnée en trois étapes principales que sont la perception des molécules actives produites par la PGPR ou élicitation, la transmission d'un signal systémique dans la plante et l'expression des mécanismes de défense de l'hôte (Jourdan et *al.*, 2008).

II. COLONISATION RHIZOSPHERIQUE

La colonisation racinaire des plantes est une étape importante pour les rhizobactéries bénéfiques comme pour les pathogènes telluriques (Choudhary et Johri, 2009). Cette colonisation racinaire concerne l'aptitude des bactéries à établir des interactions avec les racines des plantes pour se propager, survivre et se disperser tout au long des racines qui se développent en présence de la microflore indigène. Les rhizobactéries, à savoir les PGPR, sont considérées comme des concurrents microbiens efficaces dans la zone convoitée et occupée par les racines végétales (Kloepper et *al.*, 2004).

Les modèles de colonisation ont montré que les rhizobactéries agissent comme agents de biocontrôle ou comme bactéries promotrices de croissance, sous forme de microcolonies ou de biofilms formés dans des sites privilégiés riches en exsudats racinaires. Ces microcolonies constituent des sites de communication pour les bactéries entre elles (Quorum sensing) afin de s'activer et d'agir de manière ordonnée et homogène (Choudhary et Johri, 2009).

L'importance de la colonisation racinaire dans l'expression des propriétés défensives bénéfiques des PGPR est évidente, à partir de recherches démontrant que les gènes codants pour les composantes de surface des bactéries sont nécessaires pour l'adhésion aux racines (lipopolysaccharides, flagelles) qui sont très importants dans ce type de processus défensif (Whipps, 2001). L'inactivation de ces gènes chez les PGPR (par mécanisme de l'ARN antisens) se traduit généralement par la perte de toute propriété protectrice de plantes, alors que l'augmentation de l'activité de ce même gène améliore nettement la protection des plantes hôtes (Lugtenberg et *al.*, 2001).

L'exclusion compétitive des pathogènes par les PGPR est mieux établie lorsque les bactéries présentent une activité colonisatrice des racines plus importante. Certaines techniques ont permis de suggérer que ces bactéries n'entraînent pas régulièrement la colonisation à l'intérieur des racines mais peuvent être parfois observées sur les tissus racinaires extérieures (Bloemberg *et al.*, 1997 ; Bloemberg *et al.*, 2000).

II.1. RHIZOSPHERE

Le concept de la rhizosphère a été introduit la première fois par Hiltner afin de décrire la zone restreinte du sol entourant les racines où les populations microbiennes sont stimulées par les activités racinaires (Hiltner, 1904). Donc par définition, la rhizosphère est le volume du sol entourant les racines des plantes et subissant leur influence. La croissance des plantes dans les sols agricoles est influencée par plusieurs facteurs biotiques et abiotiques. La couche fine du sol entourant les racines des plantes est extrêmement importante et constitue la surface active pour l'activité des racines et leur métabolisme (Kennedy, 2005).

Les microorganismes (bactéries, actinomycètes et champignons) occupent une niche importante dans tous les écosystèmes. Ils sont essentiels dans le recyclage des éléments dans la nature et dans la décomposition des matières organiques (Nautiyal et DasGupta, 2007). Les bactéries sont le groupe le plus abondant parmi les microorganismes présents dans la rhizosphère, peut-être parce qu'elles peuvent croître rapidement et elles ont la possibilité d'utiliser un large éventail de substances comme sources de carbone et d'azote (Antoun et Kloepper, 2001 ; Nautiyal et DasGupta, 2007). De ce fait, il est hautement probable que l'influence des bactéries sur la physiologie des plantes a une plus grande importance, en particulier compte tenu de leur compétitivité dans la colonisation des racines (Barriuso *et al.*, 2008).

Les microorganismes rhizosphériques sont d'un intérêt majeur en raison de leurs effets bénéfiques ou néfastes sur la croissance végétale. Il est en conséquence important de comprendre les mécanismes par lesquels ces microorganismes rhizosphériques influencent la croissance des plantes dans le but de développer des technologies qui pourraient améliorer leurs activités (Sindhu *et al.*, 2010).

II.2. RHIZODEPOSITION ET EXUDATION RACINAIRE

Puisque la rhizosphère est un volume hautement peuplé, les racines doivent rentrer en compétition avec le système racinaire des adventices pour l'espace, l'eau et les nutriments minéraux, ainsi qu'avec les microorganismes pathogènes y compris les bactéries, les champignons et même les insectes pour les sources en matière organique (Ryan et Delhaize, 2001). Les racines des plantes secrètent différentes substances dans le sol qui les entourent. Ces exsudats racinaires sont principalement composés de sucres solubles, d'acides organiques, d'acides aminés, mais peuvent être aussi des hormones, des vitamines, des composés phénoliques et des esters phosphoriques (Uren, 2001). Les microorganismes sont attirés par cet environnement nutritionnel. Ils utilisent les exsudats racinaires (rhizodépôts) pour leur croissance et leur multiplication sur la surface des racines, ainsi que dans le sol rhizosphérique adjacent (Ryan et Delhaize, 2001). Certains auteurs estiment que les plantes libèrent entre 20 et 50% de leur photosynthétats par les racines (Buchenauer et *al.*, 1998 ; Bottner et *al.*, 1999). Les plantes produisent une forte pression de sélection dans la rhizosphère et sélectionnent les bactéries bénéfiques pour leur croissance et leur santé (Bariusso et *al.*, 2008).

Les niches écologiques les plus favorables aux PGPR sont les zones qui présentent la plus grande rhizodéposition. La plupart des cellules PGPR sont concentrées sur la surface des racines ou se forment le biofilm (O'Toole et Kolter, 1998). Du fait que les interactions des plantes avec les rhizobactéries associées ne sont pas spécialisées, les bactéries vont coloniser les racines d'un large spectre d'hôtes (Stephens et Murray, 2001; Catara, 2007).

Les exsudats racinaires sont utilisés par la microflore endémique en tant que signaux chimiques en plus d'être un substrat nutritif disponible pour la croissance et le développement de ces microorganismes dans la rhizosphère (Nihorimbere et *al.*, 2011) (Figure 4).

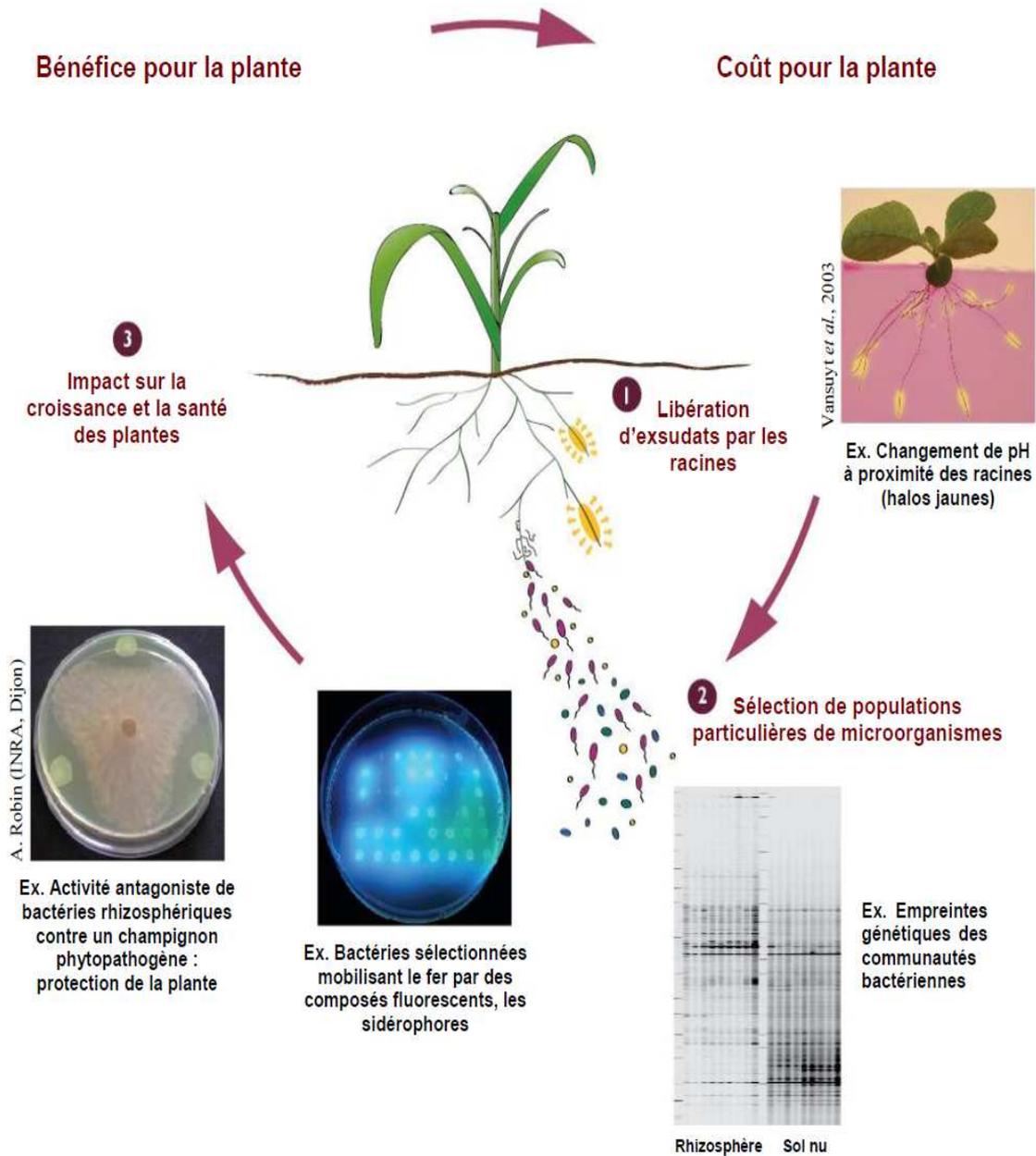


Figure 4: Représentation schématique de la boucle de rétrocontrôle décrivant les interactions plantes microorganismes dans la rhizosphère (Viollet, 2010).

Il est supposé que la qualité et la quantité d'exsudats racinaires sont affectés par divers facteurs environnementaux y compris le pH, le type de sol, la disponibilité de l'oxygène, l'intensité lumineuse, la température du sol, la disponibilité des nutriments et la présence des microorganismes. Ces facteurs peuvent avoir un impact plus important sur l'exsudation racinaire que les différences dûes aux espèces végétales (Singh et *al.*, 2006). Sous les conditions stressantes, la plante exerce un contrôle plus rigoureux sur la libération des exsudats racinaires (Pellet et *al.*, 1995 ; Ryan et *al.*, 1995).

Il est à noter que la production d'exsudats racinaires stimule le développement de la microflore. Cependant cette microflore atteint rapidement une densité telle que la quantité de nutriments devient limitante pour le maintien de la croissance et de l'activité microbienne (Stengel et Gelin, 1998).

II.3. QUORUM SENSING

Des recherches ont montré que dans une population bactérienne, les cellules ne sont pas isolées les unes des autres, mais communiquent pour coordonner une partie de leurs activités. Cette communication est essentielle à leur survie, car le succès microbien dépend de la capacité de percevoir et de réagir rapidement aux changements de l'environnement (Fray, 2002). Les bactéries ont développé des mécanismes de communication complexes pour contrôler l'expression de certaines fonctions liées à leur densité cellulaire, c'est le phénomène qualifié de quorum sensing (QS) (Bariusso et *al.*, 2008), découvert depuis plus de 32 ans chez les bactéries marines (Nealson et Hastings, 1979) (Figure 5).

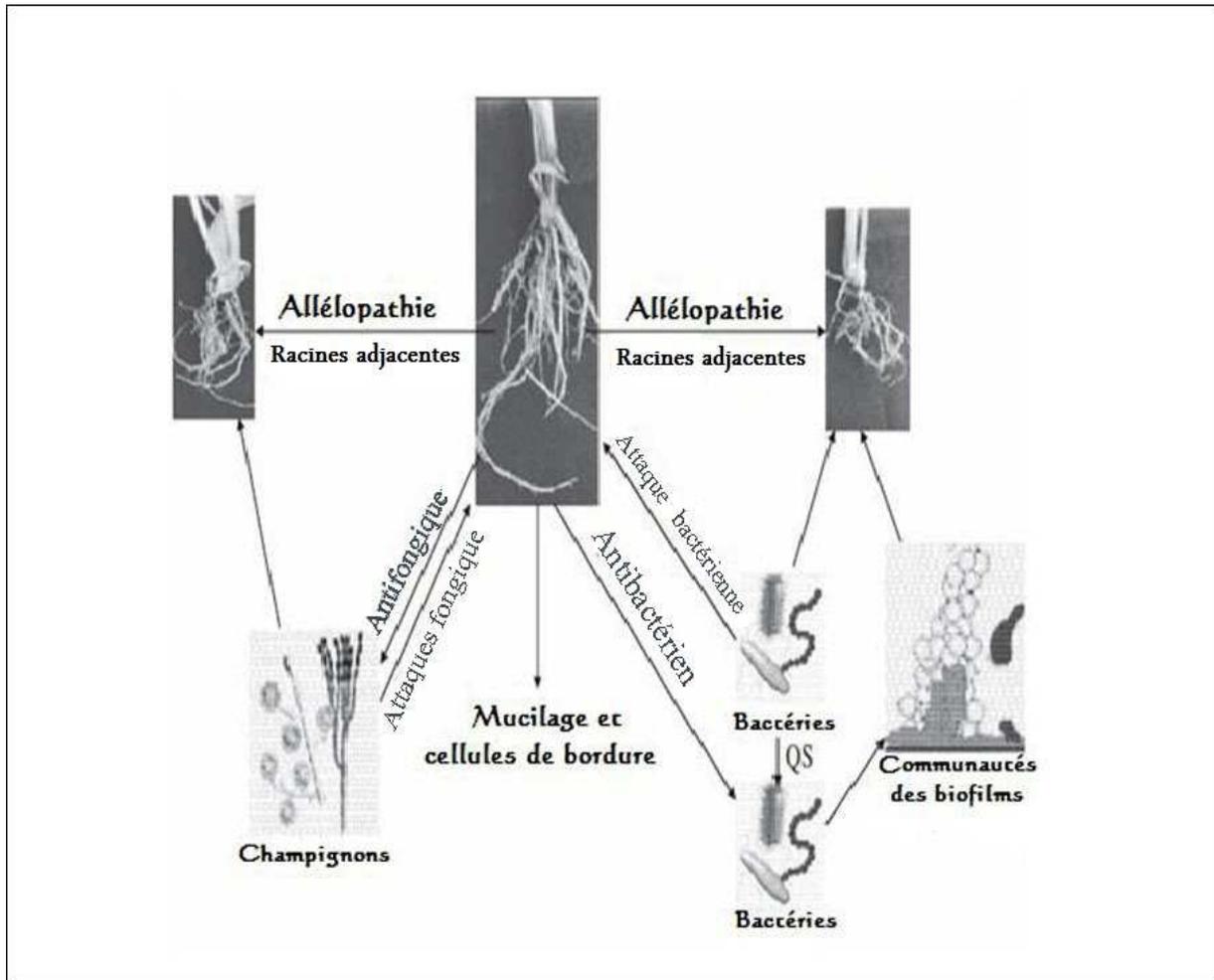


Figure 5 : Représentation schématique des interactions complexes par la médiation des exsudats racinaires qui prennent place dans la rhizosphère entre les racines des plantes et autres organismes, quorum sensing QS (Adapté de Walker et *al.*, 2003).

Les bactéries sont présentes dans différents environnements géologiques et aquatiques, l'adsorption des ions métalliques aqueux sur les cellules bactériennes peuvent influencer la mobilité, la spéciation et la biodisponibilité des métaux dans ces environnements (Bencheikh-Latmani et Leckie, 2003). La paroi cellulaire bactérienne est la première structure cellulaire de contact avec les ions métalliques. Divers mécanismes tels que la complexation, la coordination, la chélation, les échanges d'ions ont été proposés (Pradhan et *al.*, 2007; Fang et *al.*, 2009). Parmi les différentes composantes associées aux parois cellulaires bactériennes, les substances polymérisées extracellulaires bactériennes (EPS : extracellular polymeric substance) sont d'une importance particulière puisque elles affectent la formation des biofilms et l'adhésion des cellules à des substrats solides (Beveridge et Fyfe, 1985; Parikh et Chorover, 2006).

Le quorum sensing attribué aux bactéries des avantages compétitifs énormes en améliorant leur chance de survivre comme ils peuvent explorer des niches plus complexes (Quiñones et *al.*, 2004). La communication bactérienne par le quorum sensing est basée sur la libération de molécules de signal dans le milieu, appelés auto-inducteurs, la concentration étant proportionnelle à la densité cellulaire. Quand les bactéries détectent les signaux à une concentration donnée (seuil limite), la transcription de certains gènes régulés par ce mécanisme est induite ou réprimée. Il existe plusieurs processus microbiens régulés par ce mécanisme, incluant le transfert de l'ADN par conjugaison, la production de sidérophores, la formation de biofilms et la capacité de quelques bactéries pour se déplacer par des organisations typiques tel que le phénomène d'essaimage (ou "swarming") (Swift et *al.*, 1996 ; Whitehead et *al.*, 2001).

Plusieurs études ont montré l'importance de ce mécanisme chez les bactéries bénéfiques dans la promotion de la croissance végétale et la protection des plantes contre les pathogènes (Espinosa-Urgel et Ramos, 2004 ; Schuhegger et *al.*, 2006). Par ailleurs, les mécanismes du quorum chez les PGPR devraient également être étudiés pour améliorer et valoriser leurs performances (Bariusso et *al.*, 2008).

Il est démontré que la formation de biofilms par *B. subtilis* est un processus complexe qui comprend la sécrétion de surfactines, un agent antimicrobien lipopeptidique (Bais et *al.*, 2004). De nombreuses espèces bactériennes utilisent un mécanisme de signalisation qui régule l'expression des gènes par le quorum sensing (Nealson et Hastings, 1979).

III. BIOFORMULATION ET COMMERCIALISATION

Jusqu'aujourd'hui, les produits chimiques synthétiques règlent encore l'industrie agricole. Ils sont utilisés dans l'agriculture pour augmenter le rendement, supprimer les pathogènes et les ravageurs, cependant, ils ont un effet nuisible sur l'écosystème (Arora et *al.*, 2010). La bioformulation pour la stimulation de croissance des plantes continue à inspirer la recherche et le développement. L'augmentation de la fertilité du sol, la stimulation de la croissance des plantes et la suppression des phytopathogènes sont les objectifs de l'industrie de bioformulation, ce qui contribue au maintien et au respect de l'environnement écologique.

Durant plusieurs décennies, les bactéries ont été introduites dans le sol, sur les semences, les racines ou autres matériels de plantation. Le principal objectif a été de stimuler

la croissance des plantes et le biocontrôle des microorganismes phytopathogènes (Elsas et Heijnen, 1990 ; Whipps, 2001). Actuellement, plusieurs genres bactériens sont utilisés et testés en bactérisation, incluant *Aninetobacter*, *Agrobacterium*, *Azospirillum*, *Bacillus*, *Bradirhizobium*, *Pseudomonas*...etc (Whipps, 2001 ; Lutenberg et Kamilova, 2009).

Les bioformulations sont mieux définies comme des produits actifs contenant une ou plusieurs souches microbiennes bénéfiques en format économique facile à utiliser. Généralement, le terme bioformulation se réfère aux préparations de microorganismes qui peuvent être un substituant partiel ou complet des fertilisants chimiques et de pesticides (Arora et al., 2010).

Le premier objectif à considérer lors de l'inoculation avec des souches bénéfiques est de trouver la meilleure bactérie sélectionnée (Validov et al., 2007). Plusieurs bactéries potentiellement utiles rapportées dans la littérature scientifique ne sont jamais formulées à des fins commerciales à usage pratique à grande échelle (Arora et al., 2010). Le support physique est le véhicule de livraison des microorganismes vivants depuis leur conception au laboratoire aux champs d'applications ; cependant, aucun support ou type de bioformulation ne fut disponible pour assurer des optimums en termes d'activités biologiques dans le sol (Smith, 1992). Un bon support doit avoir la capacité de délivrer la concentration (densité) optimale viable dans les bonnes conditions physiologiques au moment propice (Smith, 1992 ; Arora et al., 2008). Les supports peuvent être divisés en trois catégories principales : (1) sols (tourbe, charbon, argiles, sol inorganique), (2) débris végétaux, (3) matières inertes à savoir vermiculite, roche de phosphate broyé, gels polyacrylamide, billes d'alginate (Bashan, 1998). Les inoculums occupent la quatrième position d'utilisation entre les différentes formes de dispersion (poudres, boues, granules et liquides). L'utilisation de chaque type d'inoculat dépend de sa disponibilité sur le marché, le choix des agriculteurs, les coûts et les besoins des cultures particulières sous des conditions environnementales spécifiques (Arora et al., 2010).

Arora et al., (2010) ont rapporté que plusieurs contraintes entravent la bioformulation et la commercialisation des PGPR (Figure 6). La bioformulation est une production qui se base sur un microorganisme vivant, ce qui nécessite une bonne compréhension des mécanismes impliqués dans les effets de phytostimulation; nécessitant aussi un équipement sophistiqué approprié et une bonne distribution. Les inoculants ne sont pas inclus uniquement dans la stimulation de la croissance des plantes mais aussi participent dans la durabilité des systèmes agricoles.

La bioformulation dans des conditions complètement stériles n'ont pas reçu l'acceptation, du temps ou on ne doit pas ignorer les contaminants bactériens sur des supports non stériles. D'autres problèmes peuvent aussi freiner la réussite de la bioformulation, tels que la haute sensibilité à la température et autres conditions extrêmes. Une prudence énorme doit être apposée depuis le stade de fabrication/culture jusqu'au stade transportation/distribution et application. La durée de vie nécessite aussi des compétences que plusieurs producteurs et agriculteurs ne les possèdent pas. La technologie de production, du support et du matériel d'emballage doivent être bien gérés. La meilleure solution à ce problème c'est de produire des préparations lyophilisées. Or, l'étape de déshydratation est critique dans la formulation spécialement pour les bactéries non sporulées (Arora et *al.*, 2010).

Pour réussir le processus de bioformulation, le progrès se base sur plusieurs challenges scientifiques (Arora et *al.*, 2010) :

- (1) Sélection des meilleures souches capables d'interagir avec différents géotypes végétaux.
- (2) Assurer une bonne survie des bactéries lors de l'enrobage ou de la granulation des semences, de l'application dans le sol et durant le stockage.
- (3) Les bactéries phytostimulatrices de croissance doivent concurrencer les rhizobactéries déjà existantes, d'où la nécessité d'améliorer leur capacité compétitive.
- (4) Etude des stress environnementaux qui peuvent affecter négativement la nodulation, la fixation du nitrogène, et la capacité de biocontrôle comme le pH du sol, les déficiences nutritionnelles, la salinité, les hautes températures et la présence d'éléments toxiques.
- (5) L'efficacité des inoculats microbiens varie d'un site à l'autre et d'une année à l'autre, ce qui exige des études pratiques adéquates de durabilité des effets escomptés.
- (6) Compréhension des interactions complexes entre les plantes, les rhizobactéries bénéfiques et les phytopathogènes dans la rhizosphère dynamique pour résoudre les problèmes pratiques, telle que l'inefficacité de quelques souches PGPR en champs malgré leur performance constatée au laboratoire.

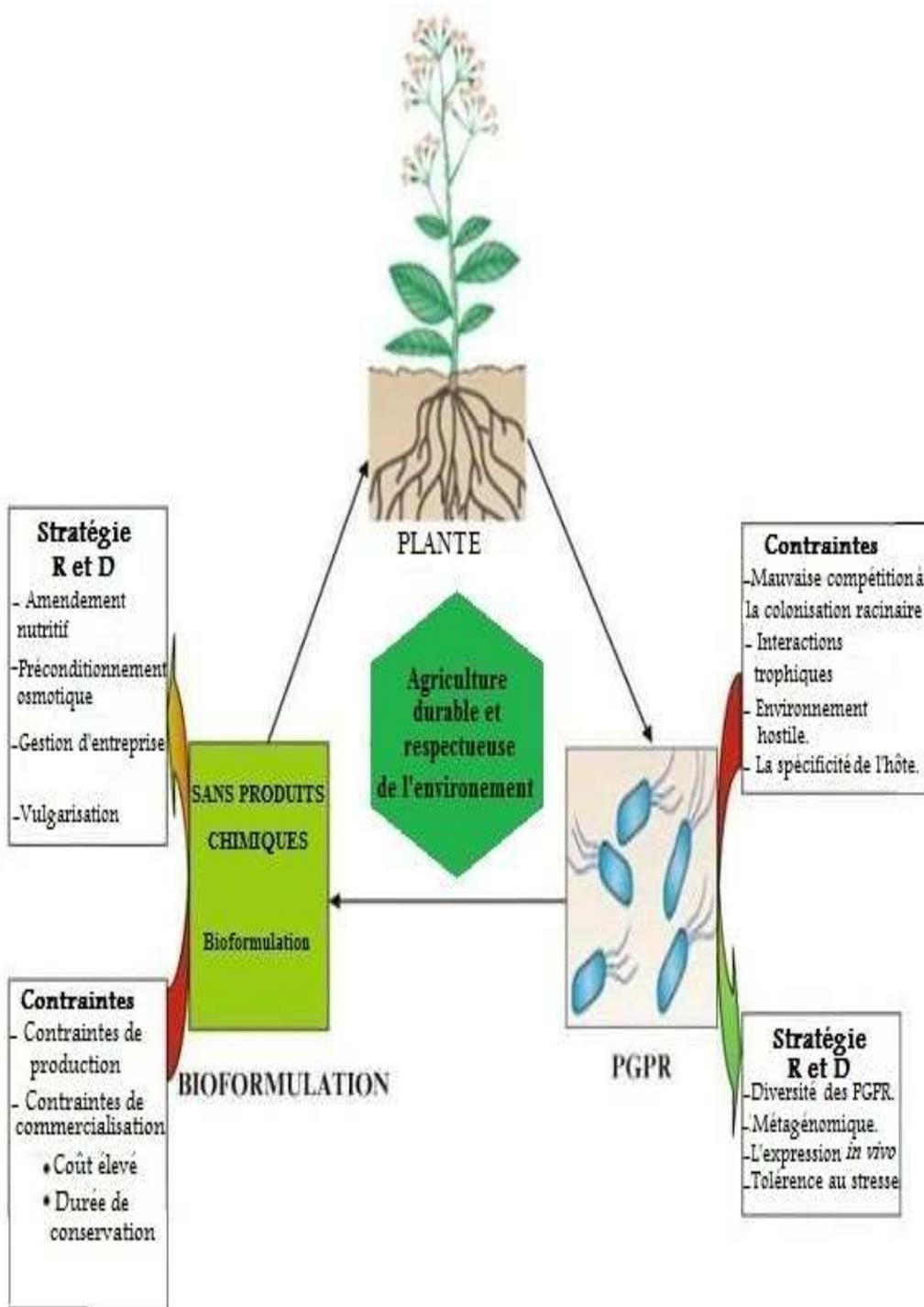


Figure 6 : Stratégies de recherche et de développement pour la commercialisation de la technologie bioformulation (Adapté de Arora et *al.*, 2010).

La promotion de la croissance des plantes par les PGPR améliorent l'émergence du semis, la vigueur, la biomasse, la prolifération du système racinaire et le rendement de différentes espèces. Depuis leur découverte comme de bons microorganismes colonisateurs de racines et durant les trois dernières décennies, plusieurs études sont conduites à un rythme exponentiel pour identifier les PGPR dans différents systèmes de cultures et zones agro-écologiques (Kloepper et *al.*, 1991; Vessey, 2003; Zahir et *al.*, 2004; Ping et Boland, 2004). Reddy et *al.*, (2001) ont rapporté que l'application foliaire de bioformulation PGPR stimule la croissance de la tomate, le concombre et le tabac. Sarvanakumar et *al.*, (2007) ont utilisé une formulation de *Pseudomonas* et *Bacillus* dans la lutte contre les maladies qui touchent le thé. Chakraborty et *al.*, (2009) ont étudié une bioformulation à base de talc de *Ochrobacterium anthropi* TRS-2 pour la stimulation de la croissance du thé également. Des études de Karakurt et Aslantas, (2010) ont montré les effets de *Bacillus subtilis* OSU-142, *B. gladioli* OSU-7 et *P. putida* BA-8 sur la croissance et la teneur des feuilles en nutriments des cultivars de pomme. Ils sont considérés intéressants d'être appliqué comme PGPR.

Sur la base de telles études et la sélection de quelques souches à des fins commerciales (Tableau 3), les PGPR ont attiré l'attention comme un groupe de bactéries bénéfiques en agriculture.

Table 3 : Souches PGPR disponibles dans le commerce, qui agissent essentiellement par des mécanismes directs de stimulation de croissance des plantes (Adapté de Podile et Kishore, 2007).

Marque commerciale	Souche PGPR	Fabricant	Application recommandée
Bioboost	<i>Delftia acidovorans</i>	Brett_young seeds Ltd., Manitoba	Traitement des semences du canola
Bioplin	<i>Azotobacter</i> spp.	Kumar krishi mitra bioproducts pvt. Itd., Pude, Inde	Excavation du sol pour le tournesol, la tomate et d'autres cultures maraichères
Bioyield	<i>Bacillus</i> spp.	Guftason, LLC, Plano, Tx	Traitement des semences de tomate, du tabac, du concombre et du poivron
Compete	<i>Bacillus</i> , <i>Pseudomonas</i> et <i>Streptomyces</i> spp.	Plant health care BV, CA Vught	Excavation du sol pour le gazon, les pépinières et pour les plantations sous-serre
Kodiak	<i>B. subtilis</i> GB03	Gustafson, LLC, Dallaas, Tx	Traitement des semences des fruits et de légumes

MATERIELS ET METHODES

MATERIEL ET METHODES

1. MATERIEL BIOLOGIQUE

1.1. Souches bactériennes

Les essais de phytostimulation ont été réalisés avec l'application des inoculums bactériens de souches connus pour leurs effets phytostimulateurs et pouvoir antagoniste. La souche C7R12 de *Pseudomonas fluorescens* est considérée comme modèle de rhizobactérie phytostimulatrice (Lemanceau et al., 1988) et la souche BS de *Bacillus subtilis* antagoniste et biostimulatrice, formulée à des fins bioindustrielles à titre expérimental.

Tableau 4: Origine des souches

Souche	Plante hôte	Origine d'isolat	Provenance
C7R12	Lin	Rhizosphère du lin (<i>Linum sativum</i>)	Laboratoire d'écologie microbienne du sol, INRA_DIJON_France
BS	Légumineuses	Rhizosphère de la fève (<i>Vicia faba</i>)	Laboratoire de phytopathologie, USD. Blida

1.1.1. *Pseudomonas* C7R12

Pseudomonas fluorescens C7R12 est un mutant spontané résistant à la rifampicine (100 mg L⁻¹) de la souche sauvage du type C7 (Eparvier et al., 1991) qui a été isolé de la rhizosphère du lin cultivé dans le sol de Châteaurenard (France), connu pour ses actions suppressives naturelles à la fusariose (Lemanceau et al., 1988). La souche C7R12 a été démontrée d'être un agent de lutte biologique (Lemanceau et Alabouvette, 1991), de promouvoir la croissance des plantes et la mycorhization arbusculaire (Pivato et al., in press), ainsi pour sa compétence rhizosphérique (Eparvier et al., 1991; Mirleau et al., 2001).

Pseudomonas fluorescens C7R12 a été repiquée plusieurs fois sur gélose King B (Annexe I) (King et al., 1954) afin de la revitaliser et de contrôler sa pureté et sa fluorescence. Après purification elle était conservée à 4°C.

1.1.2. *Bacillus subtilis* BS

La souche testée dans notre travail est fourni par le laboratoire de phytopathologie USD.Blida sous forme de spores en poudre. La poudre des spores de *Bacillus* a été versée stérilement dans un tube à essai contenant de l'eau physiologique stérile suivie d'une homogénéisation par un vortex. Quelques gouttes de la solution obtenue ont été ensemencées dans plusieurs boîtes de Pétri contenant de la gélose nutritive (GN) (Annexe I). Plusieurs repiquages ont été faits chaque 24h pendant une semaine afin de s'assurer de la pureté du matériel biologique.

1.2. Matériel végétal

Deux génotypes végétaux ont été expérimentés : la tomate (*Solanum lycopersicum*) var. Saint Pierre et le haricot vert type nain (mangetout) (*Phaseolus vulgaris*) var. djadida. Les semences de ces deux espèces ont été fournies par l'Institut Technique des Cultures Maraichères & Industrielles (*ITCMI*) (Alger, *Staoueli*).

1.2.1. *Solanum lycopersicum* var. Saint Pierre

La semence est originaire de la France, récoltée en 2008. Selon la fiche technique fournie par les services de l'*ITCMI*, Il s'agit d'une variété fixée ayant les principales caractéristiques :

- Demi précoce et productive
- Les fruits sont de forme cylindrique, à couleur rougeâtres
- Variété tolérante à la salinité
- Bonne aptitude à la fructification

1.2.2. *Phaseolus vulgaris* var. djadida

C'est une variété idéale pour le marché en frais et pour la congélation, le développement des semences est lent.

Selon la fiche technique fournie par les services de l'*ITCMI* possède les

caractéristiques suivantes:

- **Type** : variété naine.
- **Précocité** : moyennement précoce et productive.
- **Gousse** : effilées et ronde de 16 cm de long et 10 mm de diamètre, couleur vert foncé.
- **Graine** : couleur noire.
- **Résistance** : BCMV, mildiou poudreux.

1.2.3. Préparation des semences

1.2.3.1. Désinfection des semences

Nous avons effectué une désinfection des semences utilisées selon les techniques adoptées par Wuelff et *al.*, (2003). Les semences sont immergées dans l'éthanol 70% pendant une minute, puis immergées dans l'hypochlorite de sodium à 2% pendant deux minutes. Ensuite, les semences sont rincées trois fois à l'eau distillée stérile. Elles sont séchées en boîtes de Pétri tapissées par deux couches de papier hygiénique stérile (Figure7).

1.2.3.2. Test de germination

Une centaine de semences de chaque génotype végétal est mise à germer dans des boîtes de Pétri dans une étuve réglée à 25°C afin de déterminer le pouvoir germinatif des semences. Le taux de germination a été de 66% pour les graines du haricot et de 75% pour les graines de tomate. (Figure 8)

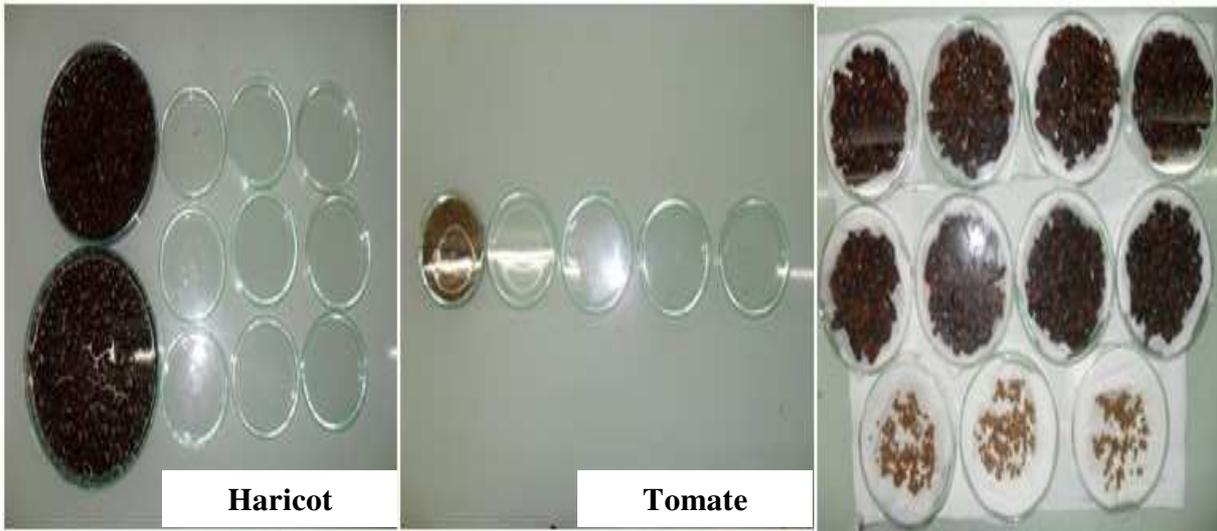


Figure 7: Désinfection et séchage des semences.

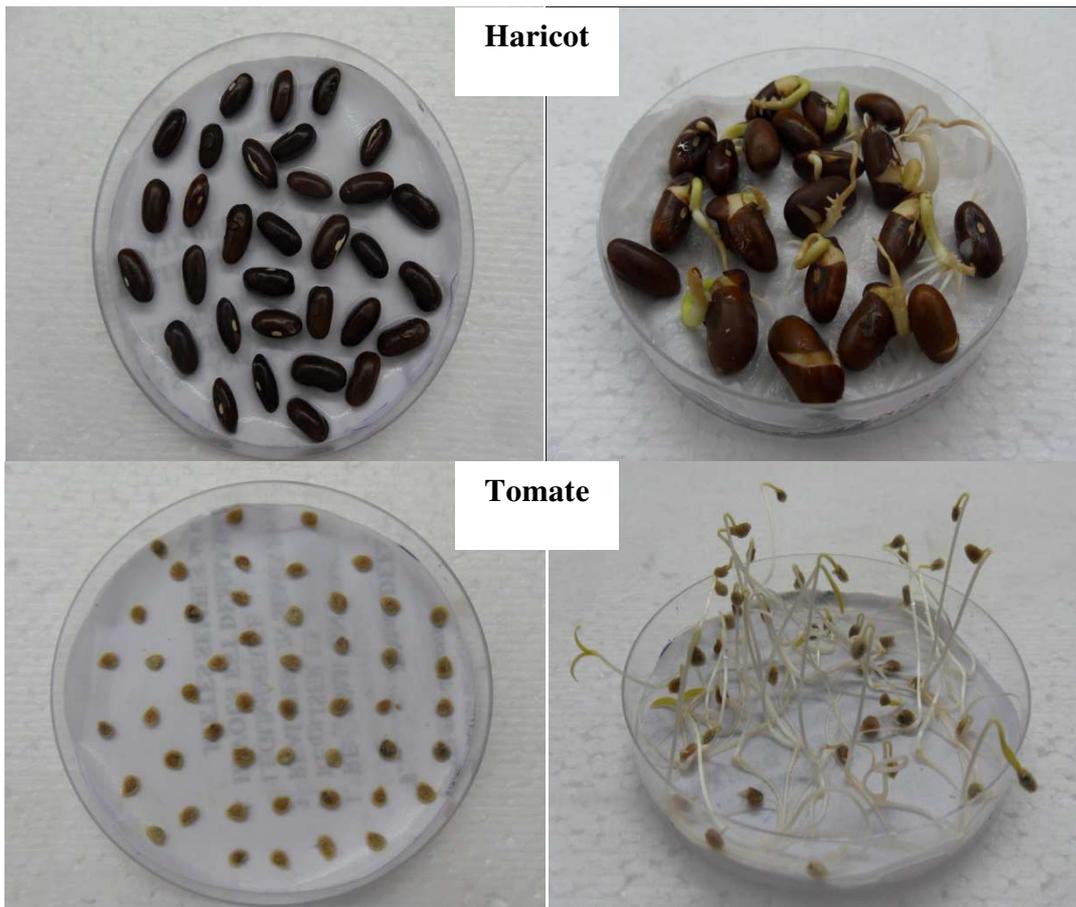


Figure 8: Test de germination

2. SOL

Le sol utilisé a été collecté au niveau de la station expérimentale du département d'Agronomie (Faculté des sciences agronomiques et vétérinaires, Université de Blida). Après avoir éliminé les éléments grossiers et les débris végétaux, le sol a été tamisé (tamis de 4 mm de maille) et séché à l'air libre.

Le prélèvement a été effectué à partir d'une parcelle nue, non cultivée depuis au moins deux décennies. Les analyses physiques sur cette parcelle (Tableau 5) montrent que le sol est de texture équilibrée. Il est caillouteux, non calcaire, non plastique, poreux et perméable. Alors que les analyses chimiques montrent (Tableau 6) qu'il est neutre, non salé, riche en phosphore, par contre il est pauvre en azote total avec 0.28%, moyennement pauvre en potassium avec 0.56%, un complexe absorbant à capacité d'échange cationique moyenne et saturé en base Ca^{2+} et Mg^{2+} .

Tableau 5: Les caractéristiques physiques du sol (Khelif, 2008).

Horizons cm	Composition granulométrique					% de Calcaire	% Cailloux et graviers	Perméabilité cm/h
	Argile (%)	Limons fin (%)	Limons grossiers (%)	Sable fin (%)	Sable grossier (%)			
0-30	15,61	18,21	14,25	13,27	38,66	0	30	0,324
30-50	10,34	31,03	6,75	12,36	39,58	0	32	0,324

Tableau 6: Les caractéristiques chimiques du sol (Khelif, 2008).

Horizons (cm)	CeC Meq/100g de sol	Phosphore assimilable ppm	Potassium assimilable Meq/100g de sol	Azote (%)	pH
0-30	17,75	298	0,56	0,28	6,8
30-50	18,50	212	0,31	0,25	6,8

Le sol prélevé a été réparti en deux lots : le premier a été soumis à une désinfection selon les techniques décrites par Constant et *al.*, (2008) pour éliminer ou inhiber au maximum l'effet de la microflore indigène, à l'aide d'une étuve pendant 30 minutes à 121°C, deux fois séparés par un intervalle de temps de 24 h. Une fois désinfecté, il a été conservé dans des sacs en plastique fermés à température ambiante pour son utilisation ultérieure. L'autre lot a été utilisé dans son état naturel. Le sol a été mélangé avec de la tourbe stérile [1/3 de tourbe + 2/3 du sol (naturel ou désinfecté)]. Une quantité de 1 kg de substrat mélangé a été réparti dans chaque sac de culture.

3. CONDITIONS EXPERIMENTALES

L'expérimentation a été réalisée à la station expérimentale du département d'Agronomie (Faculté des sciences agronomiques et vétérinaires, Université de Blida), dans une serre en polycarbonate orientée en nord sud (Figure 9). L'aération est assurée par des fenêtres placées latéralement de part et d'autre de la serre. Des radiateurs sont présents afin d'assurer une température optimale durant les périodes froides (Figure 10).



Figure 9: Situation géographique de la serre (Google maps, 2012)

N : Nord, 1 : Département d'Agronomie, 2 : Serre en polycarbonate, 3 : Parcelle du prélèvement du sol.



Figure 10: Serre en polycarbonate (vue intérieure).

3.1. Dispositif expérimental

L'essai a été conduit selon un dispositif en blocs aléatoires complets, avec trois répétitions. Dans chaque bloc figurent les traitements étudiés, qui ont été distribués selon la table de permutation des nombres aléatoires de 20. Chaque traitement est représenté par dix plants par bloc, soit trente plants au total pour chaque traitement (Figure 11), au total notre essai a été réalisé sur 480 plants.

Notre étude vise à étudier des effets individuels et en interaction de trois facteurs (essai factoriel).

- **Facteur 1** : concerne l'effet de la bactérisation, représenté par trois niveaux d'application individuelle et combinée :
 - C7R12 : Bactérisation par la souche C7R12 de *Pseudomonas fluorescens*.
 - BS : Bactérisation par la souche BS de *Bacillus subtilis*.
 - C7R12+ BS : Bactérisation par la combinaison (C7R12+BS).

- **Facteur 2** : Le sol est représenté par deux niveaux :
 - Sol naturel.
 - Sol désinfecté.

- **Facteur 3** : Le matériel végétal est représenté par deux niveaux :
 - La tomate (var. Saint-Pierre).
 - Le haricot (var. djadida).

Au total, notre essai factoriel se propose l'étude de 16 traitements :

- 12 traitements : résultant de l'interaction des trois facteurs ($F1 \times F2 \times F3$: $3 \times 2 \times 2$).
- 4 témoins résultant de l'interaction des trois facteurs ($F2 \times F3$: 2×2) mais non bactérisés (traités avec de l'eau distillée stérile).

Les traitements se présentent sous les différents termes (Tableau 7).

Tableau 7 : Les différents traitements étudiés.

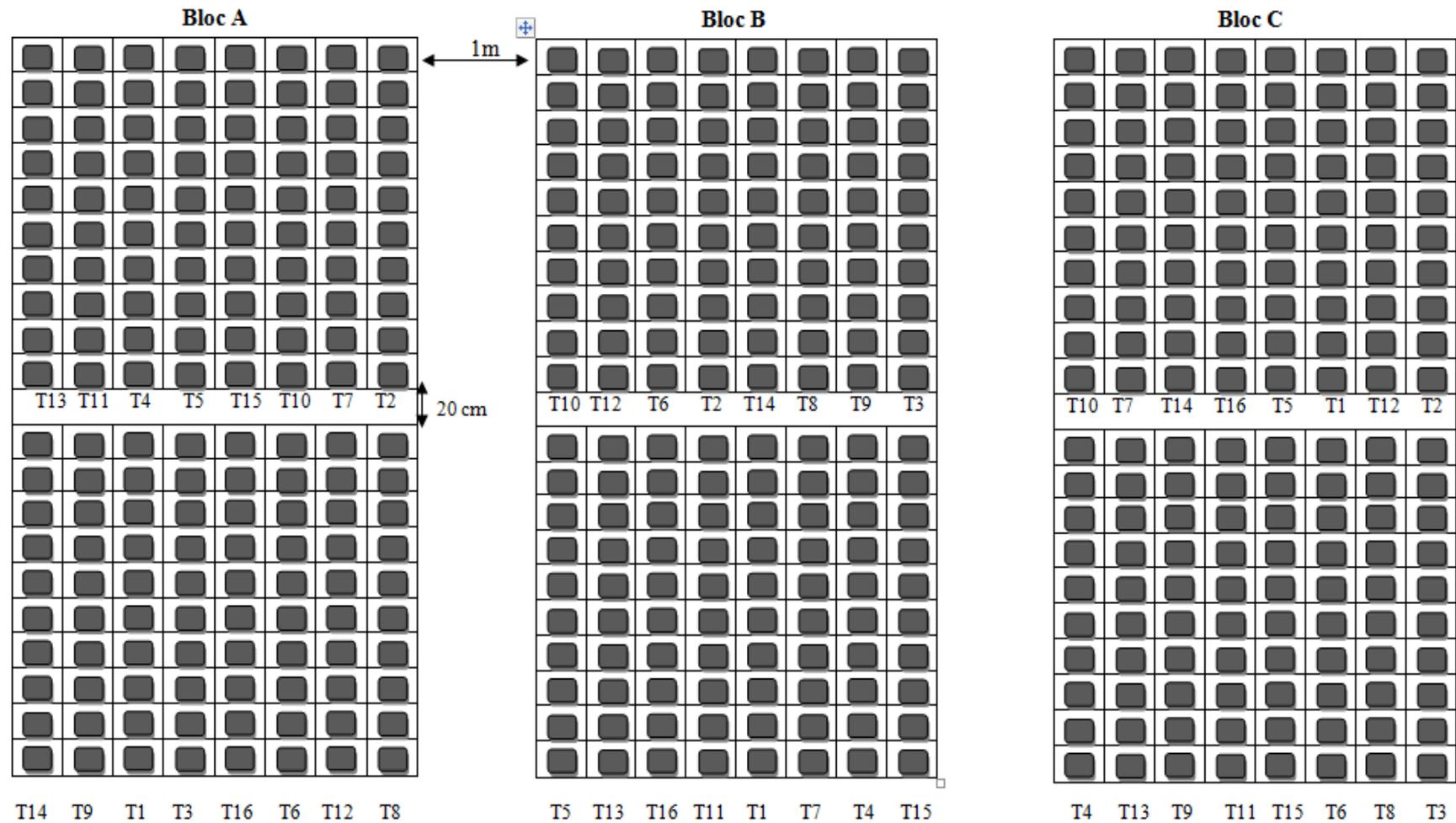
Génotype végétal		Souche bactérisée	Type de sol
Tomate	Haricot		
T1	T3	Témoin	Naturel
T2	T4		Désinfecté
T5	T11	C7R12	Naturel
T6	T12		Désinfecté
T7	T13	BS	Naturel
T8	T14		Désinfecté
T9	T15	C7R12+BS	Naturel
T10	T16		Désinfecté



Figure 11 : Dispositif expérimental.

3.2. Semis et irrigation

Les graines de chaque génotype végétal sont semées à raison de trois graines par sac de culture. Après la levée, nous avons effectué un éclaircissage en gardant un seul plant (le plus rigoureux). L'irrigation a été assurée par l'eau du robinet, quotidiennement, selon une fréquence dépendante des changements climatiques particulièrement en périodes chaudes, de une jusqu'à trois applications par jour.



● : Plant

T1, T2 : Tomate témoins, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T3, T4 : Haricot témoins, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T5, T6 : Tomate bactériésés par C7R12, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T7, T8 : Tomate bactériésés par BS, respectivement en sol naturel et sol désinfecté

Figure 12 : Schéma du dispositif expérimental

T9, T10 : Tomate bactériésés par combinaison de C7R12 et BS, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T11, T12 : Haricot bactériésés par C7R12, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T13, T14 : Haricot bactériésés par BS, respectivement en sol naturel et sol désinfecté
 T15, T16 : Haricot bactériésés par combinaison de C7R12 et BS, respectivement en sol naturel et sol désinfecté

3.3. Application des rhizobactéries

Les souches bactériennes ont été mises en culture séparément à 26 °C pendant 36 heures sur les milieux de culture : King B pour la souche C7R12 de *Pseudomonas fluorescens* et gélose nutritive pour la souche BS de *Bacillus subtilis*.

Les cultures obtenues sont mises en suspension dans l'eau distillée stérile. La suspension bactérienne a été ensuite transférée dans des *erlenmeyers* stériles. La densité des inoculums est ajustée à l'aide d'un spectrophotomètre (Shimadzu) à 10^9 CFU.mL⁻¹ pour les deux souches bactériennes utilisées. L'inoculum de *Pseudomonas fluoerescens* C7R12 est ajusté à l'aide d'une courbe d'étalonnage de *Pseudomonas fluoerescens* établie à une longueur d'onde de 580 nm (Figure 12). Tandis que l'absorbance de l'inoculum de *Bacillus subtilis* BS est ajusté à $Abs_{600}=1$ (Wullff et al., 2003).

Avant l'application des rhizobactéries, le sol a été arrosé (4 à 5 h avant) afin d'assurer son humidification. La bactérisation a été réalisée directement dans le sol, 12 h après le semis.

20 mL d'inoculum de concentration de 10^9 CFU/mL est versée dans chaque sac pour les deux souches.

Afin d'assurer une meilleure colonisation du sol par les rhizobactéries, un rappel de bactérisation a été réalisé 10 jours après le semis, en appliquant 10 mL de suspension bactérienne de la même concentration précédente au niveau de chaque plant.

4. EVALUATION DE LA PHYTOSTIMULATION

La quantification des effets de la phytostimulation par les rhizobactéries a été réalisée par le suivi de la levée des plantules et en mesurant certains paramètres de croissance des parties aériennes et racinaires. Nous avons effectué le dosage de la teneur des plants en chlorophylle et en phosphore. Les plants du haricot ont été récoltés après 20, 30 et 45 jours de l'inoculation alors que les plants de la tomate ont été récoltés après 30 et 60 jours après l'inoculation. A la fin de l'expérimentation, nous avons étudié la colonisation racinaire et la compétence rhizosphérique.

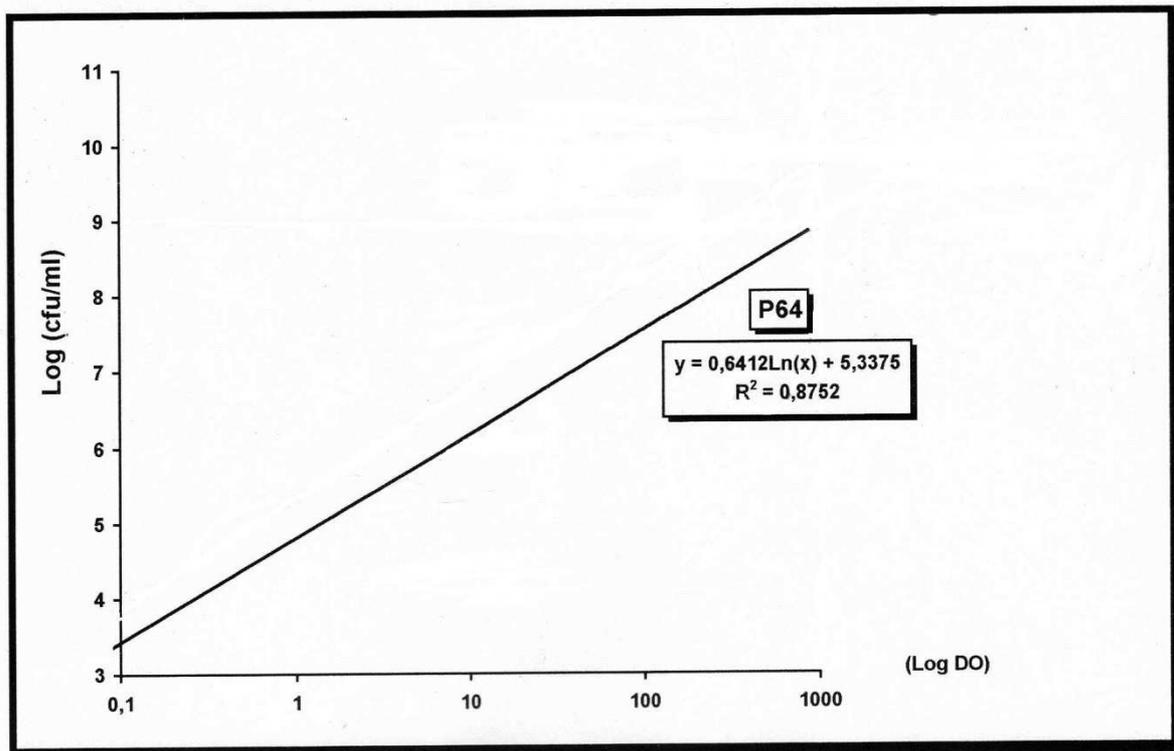


Figure 13 : Courbe d'étalonnage de *Pseudomonas fluorescens* (Ben-Oussaid, 1996).

4.1. Taux de levée

L'estimation du taux de levée des plants a été évaluée par le comptage de plantules émergées au niveau de chaque traitement par rapport au nombre initial des graines semées. Le suivi de la levée a commencé 24 heures après le semis à raison de deux observations journalières : la première au début de la journée (entre 8h et 9h) et la seconde en fin de journée (entre 16h et 17h) sur une période s'étalant jusqu'à l'émergence de toutes les plantules et ça a duré plus de deux semaines de suivi pour exprimer le taux de levé final et exprimer sa cinétique.



Figure 14: Emergence des plantules

4.2. Hauteur et diamètre des plants et le nombre des feuilles

La hauteur des plants a été mesurée à l'aide d'un mètre ruban à partir du collet jusqu'à l'apex de la tige principale. Les mesures ont été effectuées d'une façon hebdomadaire. Le diamètre des plants a été mesuré grâce à un pied à coulisse numérique au moment de chaque prélèvement. Le comptage des feuilles a concerné toutes les feuilles existantes au niveau du plant au moment de chaque prélèvement.

4.3. Biomasse fraîche des plants

L'estimation de la biomasse fraîche concerne les deux parties : aérienne et racinaire.

4.3.1. Biomasse fraîche de la partie aérienne

La biomasse aérienne des échantillons de plants, sélectionnés aléatoirement dans chaque prélèvement ont subi tous une pondération de la biomasse aérienne après l'avoir coupée au niveau du collet et pesée immédiatement à l'aide d'une balance de précision.

4.3.2. Poids frais des feuilles

Une fois que la partie aérienne est pondérée, l'ensemble des feuilles est coupé et mesuré afin d'estimer le poids net des feuilles.

4.3.3. Poids frais de la partie racinaire

Après le dépotage, la partie racinaire de chaque plant est nettoyée du sol adhérent, rincée à l'eau et séchée l'eau de rinçage. Elle est passée à la balance pour estimer le poids frais des racines.

4.4. Biomasse sèche des plants

Les échantillons aériens et racinaires prélevés de chaque plant déjà mesuré sont mis dans des sacs en papier et placés dans une étuve (70°C) (Valizadeh et *al.*, 2003) et séché jusqu'à la stabilité de leur poids sec afin de le déterminer avec précision.

4.5. Surface foliaire

Pour déterminer la surface foliaire, une unité de référence entre le poids (g) et la surface (cm²) a été établie. Des surfaces (carrés de 1 cm²) ont été coupées délicatement de feuilles choisies aléatoirement de chaque plant échantillonné et pesé sur une balance de précision. Cette action est répétée trois fois pour s'assurer de la précision des mesures. De même le poids frais des feuilles a été déjà établie d'où la possibilité de déduire la surface foliaire totale de chaque plant, tout en déduisant les écarts types des différentes mesures effectuées.

4.6. Longueur finale des racines

Une fois que les racines sont séparées de la partie aérienne de chaque plant échantillonné, elles ont été lavées pour éliminer le substrat adhérent et étalées soigneusement. La longueur du système racinaire a été déterminée à l'intermédiaire d'un mètre ruban à partir de la fin de l'extrémité basale du collet jusqu'à l'extrémité du chevelu racinaire.

4.7. Teneur des feuilles en chlorophylle

Selon la méthode de Francis et *al.*, (1970), les chlorophylles a, b et c sont dosées durant les différents stades de croissance sur les feuilles de la tomate et du haricot, en pratiquant 3 répétitions pour chaque traitement et chaque bloc. La méthode d'extraction consiste à une macération des feuilles (0.1g) dans 10 ml d'un mélange d'acétone et d'éthanol (75 % et 25%) de volume et de (80% et 40%) de concentration. Les feuilles sont coupées en petits morceaux et mises dans les boîtes noires (pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière), 48h plus tard, on procède à la lecture des densités optiques des solutions avec un spectrophotomètre, à trois longueurs d'ondes : (470, 645 et 663 nm).

La détermination des teneurs est déduite selon les formules :

- $\text{Chl a } (\mu\text{g/g MF}) = 12,7 \times \text{DO}(663) - 2,59 \times \text{DO}(645) \times V / (1000 \times W).$
- $\text{Chl b } (\mu\text{g/g MF}) = 22,9 \times \text{DO}(645) - 4,68 \times \text{DO}(663) \times V / (1000 \times W).$
- $\text{Chl(c)} (\mu\text{g/g MF}) = 1000 \text{ DO}(470) - [1,82 \text{ Chl a} - 85,02 \text{ Chl b}] / 100$

V : volume solution extraite et W le poids de matière fraîche de l'échantillon

4.8. Teneur des feuilles en phosphore

La teneur des feuilles en phosphore a été déterminée par le dosage du phosphore par rapport à 0.1g de matière sèche de feuilles. Toutefois, cette mesure nécessite deux étapes, une phase de digestion selon la méthode de Valizadeh *et al.*, (2003) et l'étape de détermination de la concentration du phosphore des feuilles par méthode colorimétrique au vert malachite (Aznar *et al.*, 2007).

4.8.1. Digestion

La digestion a été conduite selon la méthode de Valizadeh *et al.*, (2003). L'échantillon de 0.1g de matière sèche a été digéré dans un mélange d'acides de 3mL d'acide nitrique HNO_3 à 70% (V/V) et 1 mL d'acide perchlorique HClO_4 à 30% (V/V). Cette opération est assurée par le chauffage des tubes contenant l'échantillon et le mélange d'acide sur un bac à sable jusqu'à avoir un liquide bien transparent (Figure 13).



Figure 15 : Digestion du matériel végétal.

4.8.2. Méthode colorimétrique au vert malachite

Cette méthode consiste à réaliser la quantification du phosphore (P) en solution. Le dosage se fait par colorimétrie après avoir formé un complexe phosphomolybdique (1^{er} réactif) (Annexe II) associé au vert malachite (2^{ème} réactif) (Annexe II). La réaction est alors fixée avec du Polyvinylalcool (PVA) et l'absorbance est mesurée à 630 nm.

Après avoir préparé les réactifs (1) et (2) nous procédons à la préparation d'une solution mère de P par l'utilisation du dihydrogénophosphate de potassium afin de réaliser une courbe d'étalonnage, en utilisant 6 tubes de 10 mL comme montré dans le (Tableau 8). La solution mère doit être diluée 1000 fois avec de l'eau déminéralisée pour obtenir la solution fille.

Tableau 8: Préparation de la gamme d'étalonnage.

Dénomination	0	1	2	3	4	5
V Solution fille en mL	0	0,05	0,25	1	2	4
V H ₂ O démi	10	9,95	9,75	9,0	8,0	6,0
Volume total	10 mL					

- A l'aide des micropipettes, nous avons préparé la gamme d'étalonnage dans des tubes de 0 à 5
- Boucher et homogénéiser les tubes
- A l'aide de la micropipette 200-1000 µL, introduire 1 mL d'échantillon ou d'étalon dans les tubes de 10 mL
- A l'aide de la micropipette équipée de la seringue 100 µL dédiée au réactif 1, ajouter 0,2 mL de réactif 1 par tube et vortexer
- Attendre 10 min
- Toujours avec la micropipette mais de 100 µL dédiée au réactif 2, ajouter 0,2 mL de réactif 2 et vortexer
- transférer le contenu des tubes dans les cuves de spectrophotomètre
- Attendre 30 min après la fin de l'étape de l'ajout du réactif 2

- Doser les échantillons sur le spectromètre UV-visible à 630 nm, après avoir réalisé la gamme étalonnage.

La déduction de la concentration est obtenue à partir de la fonction issue de la courbe d'étalonnage.

4.9. Colonisation et dynamique rhizosphérique

Dans le but d'évaluer le pouvoir colonisateur des souches rhizobactériennes étudiées, une vérification de l'installation des bactéries au niveau de la rhizosphère a été effectuée après 45 jours de végétation des plants de haricot et après 60 jours de végétation des plants de tomate. Pour cela, des fragments de racines sont prélevés de différents traitements, suivis de plusieurs rinçages avec de l'eau distillée stérile et séchés séparément sur papier hygiénique stérile.

Chaque fragment de racines a été déposé aseptiquement dans des boîtes de Pétri contenant le milieu King B pour les racines bactérisés par la souche C7R12 de *Pseudomonas fluorescens*, alors que des boîtes de Pétri contenant la gélose nutritive pour la souche BS de *Bacillus subtilis*. Les observations ont été effectuées 24 à 48 heures après incubation (26 °C).

Pour l'étude de la dynamique des populations bactériennes, un dénombrement bactérien a été effectué. A cet effet, nous avons adopté la procédure de dénombrement suivante :

- Au moment des prélèvements finaux, les racines intactes des plantes échantillonnées sont découpées de la partie aérienne et débarrassées de l'excès du sol adhérent, suivie par plusieurs rinçages à l'eau distillée stérile. 1g de racine est pesé précisément et mis dans un tube à essai contenant 9 ml d'eau distillée stérile (10^{-1}).
- Après homogénéisation par vortex, et à partir de cette dilution, une série de dilutions successives au $1/10^{\text{ème}}$ ont été réalisées avec de l'eau distillée stérile, jusqu'à la dilution 10^{-9} .
- Des ensemencements ont été effectués avec les dilutions 10^{-3} , 10^{-5} , 10^{-7} , et 10^{-9} . Une quantité de 0,1 ml de chaque dilution est ensemencée et étalée sur la surface de la boîte de Pétri sur le milieu King B et la GN à l'aide de microbilles stériles, avec 3 répétitions pour chaque dilution.

- Après incubation 24 à 48 heures à 26°C, le dénombrement des colonies a été effectué, les résultats sont exprimés en CFU/g. Il s'agit de la moyenne de nombre de colonies comptées sur l'ensemble des dilutions et répétitions.
- La même procédure de dénombrement a été réalisée pour 1g du sol de la rhizosphère de chaque plante échantillonnée.

5. ANALYSE STATISTIQUE

Les paramètres étudiés ont été analysés par l'analyse de la variance multi-factorielle, en utilisant la procédure du modèle linéaire général (GLM) réalisé par IBM-SPSS Statistics 19. Des comparaisons multiples des moyennes individuelles ont été réalisées par le test *Student Newman-Keuls* selon le niveau de signification de 0,05 et 0,01.

RESULTATS ET DISCUSSIONS

III. RESULTATS

En raison des différences phénologiques et des caractéristiques morphologiques du haricot et de la tomate, les résultats de la promotion de la croissance sont obtenus sur différentes périodes. Les plants du haricot ont été récoltés après 20, 30 et 45 jours de l'inoculation alors que les plants de la tomate ont été récoltés après 30 et 60 jours après l'inoculation.

III.1. TAUX DE LEVEE

Mêmes si les taux finaux en levée atteignent les 100% pour les deux espèces végétales étudiées, néanmoins, il a été constaté une différence dans la cinétique d'évolution (Figure 16).

Chez le haricot, ce taux maximum a été atteint chez la combinaison C7R12+BS au bout de 8 jours après semis, alors que jusqu'à 9 et 10 jours respectivement pour l'application individuelle de C7R12 et BS. Par ailleurs, chez la tomate, les taux maximums enregistrés chez la combinaison et les applications individuelles n'ont pas montré une différence de cinétique.

Il a été noté que le type du sol n'a pas d'effet net sur cette cinétique, cependant chez la tomate, il a été constaté qu'après 9 jours le taux de levée a déjà atteint les 100% en sol naturel alors qu'il fallu deux jours en plus pour atteindre ce niveau au sol désinfecté. Toutefois, il a été constaté un léger avantage par rapport à la souche utilisée. Par exemple chez le haricot, après 7 jours un taux de levée de 77.78% est enregistré chez BS, nettement supérieure à des taux de levée de 66.67% enregistré pour la souche C7R12. Chez la tomate, ce constat est différent puisque après 9 jours la souche C7R12 et sa combinaison avec BS a donné des résultats meilleurs que la souche BS (86.67%, 96.67% et 76.67% respectivement).

III.2. VITESSE DE CROISSANCE

Nous remarquons que la vitesse de croissance est variable en fonction du génotype végétal. Au niveau des plants du haricot, l'expression des résultats montre qu'il y a une meilleure vitesse de croissance en sol désinfecté (Figure17), alors qu'il n'existe pas une différence entre le type du sol utilisé chez les plants de tomate (Figure18).

Cependant, les traitements bactérisés ont présenté des vitesses de croissance légèrement plus rapides par rapport aux témoins correspondants, particulièrement ceux traités par la combinaison C7R12+BS où une hauteur de 19.45 cm est enregistré en sol désinfecté alors que 17.71 cm pour le témoin. Toujours la combinaison C7R12+BS présente une hauteur moyenne de l'ordre de 16.75 cm en sol naturel légèrement supérieure à celle du témoin (14.97 cm).

La cinétique de la souche C7R12 fut apparaitre plus apparente chez les deux génotypes végétaux. Chez le haricot et à la 6^{ème} semaine la cinétique de croissance de la souche C7R12 en sol désinfecté est plus apparente (35.88 cm pour 33.90 cm de témoin), après qu'elle était similaire à celle du témoin durant les semaines précédentes.

D'une manière globale les différents traitements ont des vitesses de croissance clairement différentes durant la 3^{ème} à la 4^{ème} semaine. Quoiqu'à partir de cette dernière, elles deviennent analogues avec un effet légèrement supérieur de la souche C7R12. Nous avons constaté un effet plus important chez les plants de tomate bactérisés par la souche C7R12 (31.38 cm pour 26.69 cm de témoin) en sol désinfecté.

III. 3. PARAMETRES DE CROISSANCE

III.3.1. Biomasse fraîche totale

III.3.1.1. Biomasse fraîche de la partie aérienne

Nous avons enregistré chez les plants du haricot un effet de phytostimulation hétérogène en sol naturel pour les biomasses fraîches de la partie aérienne, alors qu'il était relativement homogène en sol désinfecté (Figures 19, 20, 21). Toutefois cet effet était hétérogène pour ce même paramètre quelque soit le type du sol chez les plants de tomate (Figure 19, 22, 23).

L'application de souches bactériennes montre, selon l'ANOVA (Annexe III), un effet significatif sur ce paramètre, tous les représentants végétaux bactérisés présentent une biomasse supérieure à leur témoins correspondants, le plus souvent avec dominance de la combinaison C7R12+BS (en période J30 chez le haricot elle est de 23.56 g alors qu'elle est de 19.85 g chez le témoin correspondant) (Annexe IV).

Toutefois il est à noter la supériorité de l'effet phytostimulateur de la souche C7R12 38.24 g, 47,50 g en périodes finales J45 et J60 chez le haricot et la tomate respectivement en sol désinfecté, ainsi que l'effet phytostimulateur de la souche BS en période J60 chez la tomate (38.45 g). Ceci nous amène à constater que l'action des souches bactériennes utilisées n'était pas homogène durant toute la période d'expérimentation.

A l'exception de la période J20 du haricot, L'ANOVA a révélé une différence significative (Annexe III) entre les deux types du sol utilisé. En effet, en sol désinfecté se

présentent les meilleurs résultats où 21.74 g et 47.50 g issus des plants du haricot et de tomate bactérisés par BS et C7R12 respectivement sont nettement supérieures à ceux plantés en sol naturel 14.84 g, 35.49 g) (Annexe IV). En revanche, l'interaction sol-souche bactérienne n'a aucun effet significatif sur ce dernier paramètre.

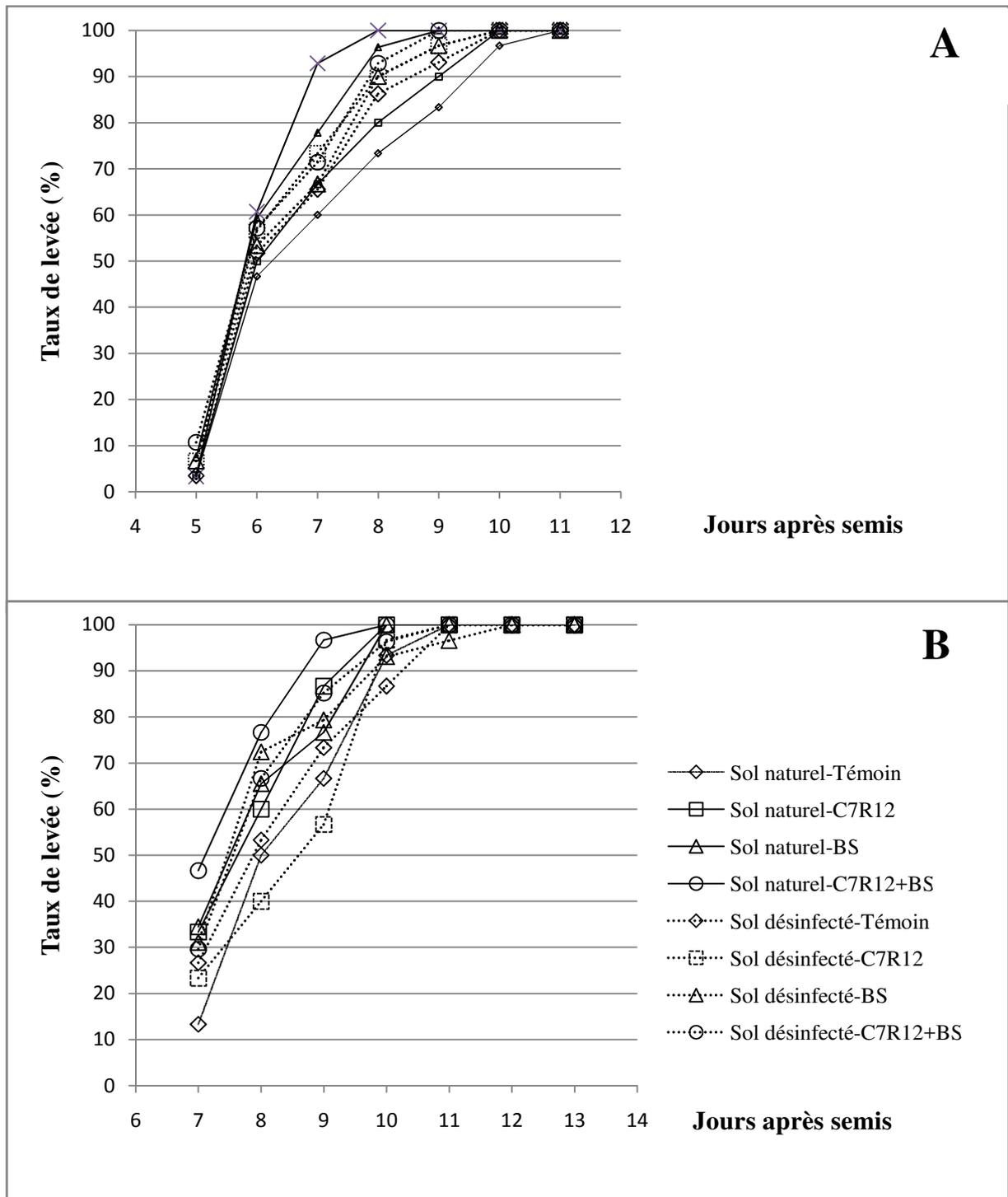
III.3.1.2. Biomasse sèche de la partie aérienne

Les résultats obtenus en biomasse sèche de la partie aérienne ont montré un effet de phytostimulation différentiel entre les différents traitements (Figure 24). En sol naturel, l'effet est hétérogène sur la totalité des périodes, de même il est en sol désinfecté à l'exception des périodes finales J45 chez le haricot et J60 chez la tomate où il devient de plus en plus homogène.

D'après l'ANOVA (Annexe III), l'inoculation par des souches bactériennes augmente significativement la biomasse sèche de la partie aérienne par rapport au témoin non inoculé (Annexe III), dont la plus importante est le résultat de l'inoculation par la combinaison des souches C7R12+BS avec 1.93 g en sol naturel chez le haricot en période J30, 0.90 g en sol désinfecté chez la tomate en période J30. La souche C7R12 s'avère plus dominante aux périodes finales en sol désinfecté chez le haricot (5.26 g) comme chez la tomate (7.66 g).

L'ANOVA a révélé une différence significative (Annexe III) entre les types de sol utilisés. La désinfection du sol a toujours augmenté la biomasse sèche pour la totalité des génotypes végétaux au niveau de chaque période où des moyennes de 2.37 g et 0.77 g sont issus des plants du haricot et de tomate respectivement bactérisés par C7R12 et BS en J30 nettement supérieures à ceux plantés en sol naturel 1.62 g, 0.53 g) (Annexe IV).

L'ANOVA fait révéler que l'interaction sol-souche bactérienne n'a aucun effet significatif sur la surface foliaire (Annexe III).



A : Plants de haricot

B : Plants de tomate

Figure 16 : Effet de la bactérisation sur le taux de levée.

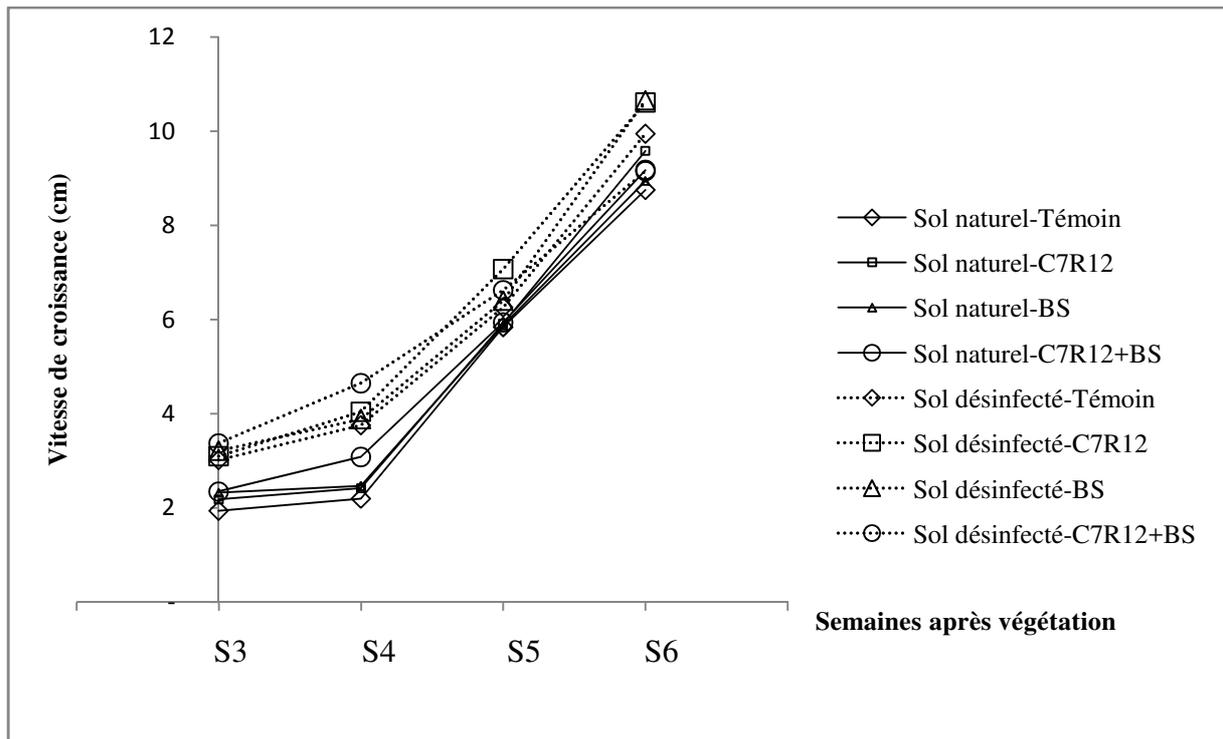


Figure 17: Effet de la bactérisation sur la vitesse de croissance des plants du haricot.

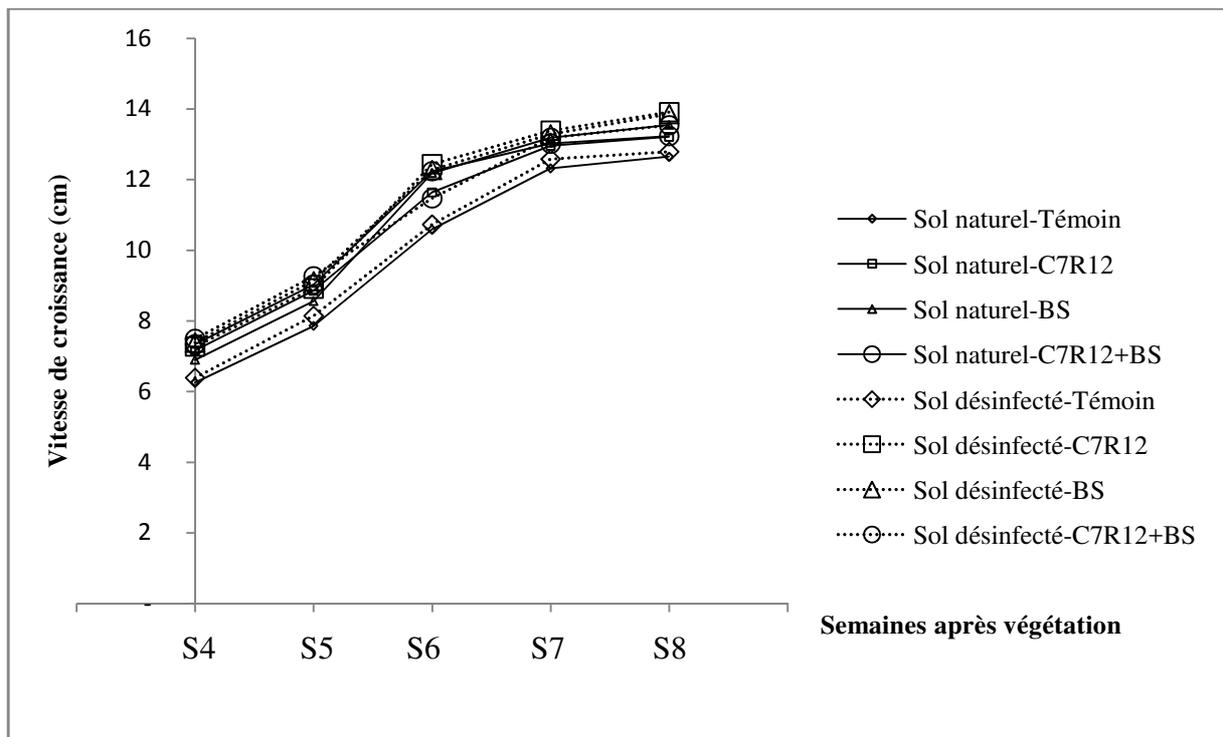
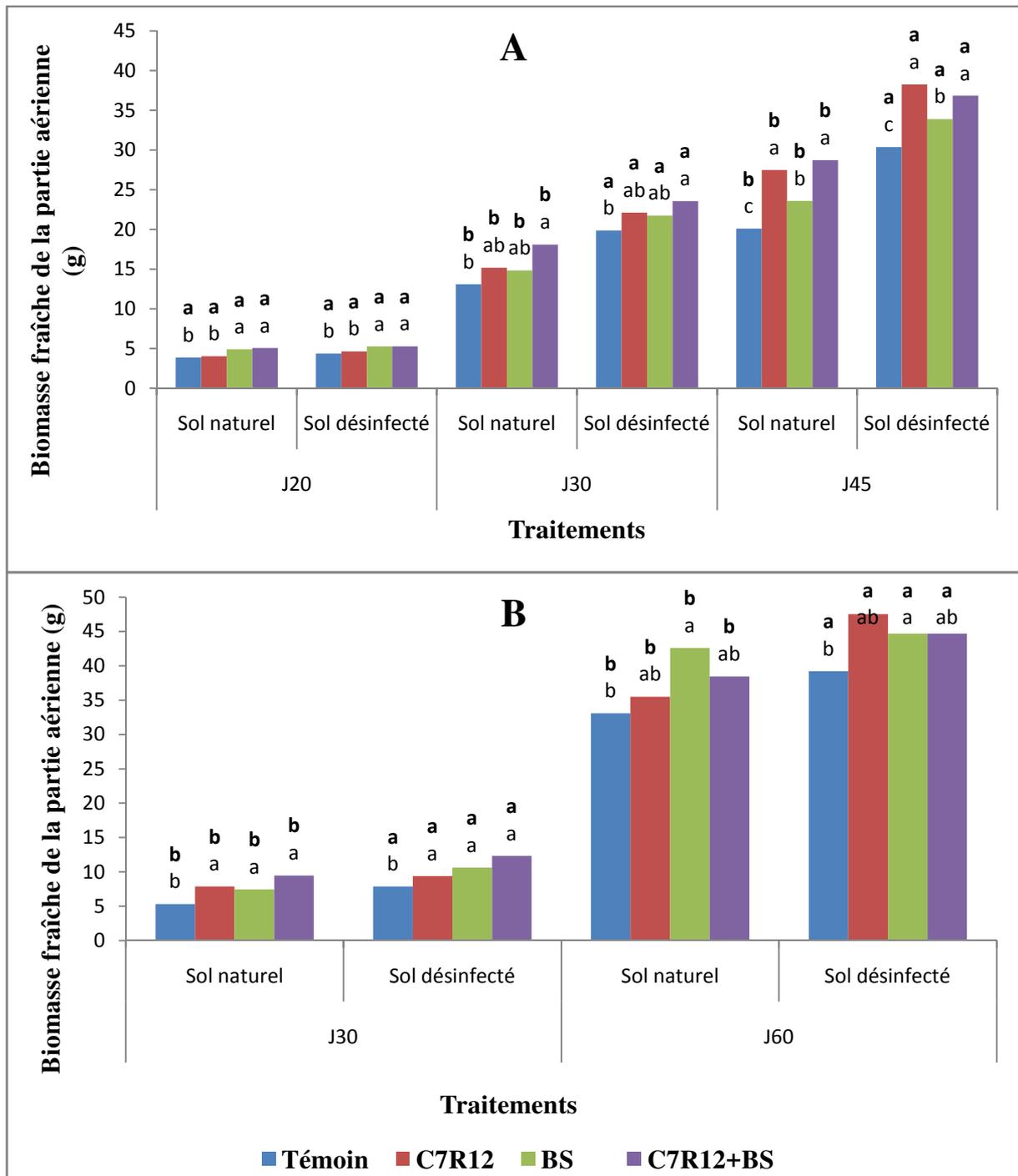


Figure 18 : Effet de la bactérisation sur la vitesse de croissance des plants de la tomate.



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 19 : Effet de la bactérisation sur la biomasse fraîche de la partie aérienne.



Figure 20 : Aspect général des plants de haricot après 20 jours de bactérisation.

T3, T4 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T11, T12 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T13, T14 : Bactérisés par BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T15, T16 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.



Figure 21 : Aspect général des plants de haricot après 45 jours de bactérisation.

T3, T4 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T11, T12 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T13, T14 : Bactérisés par BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T15, T16 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.



Figure 22 : Aspect général des plants de tomate après 30 jours de bactérisation.

T1, T2 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T5, T6 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T7, T8 : Bactérisés par BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T9, T10 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.



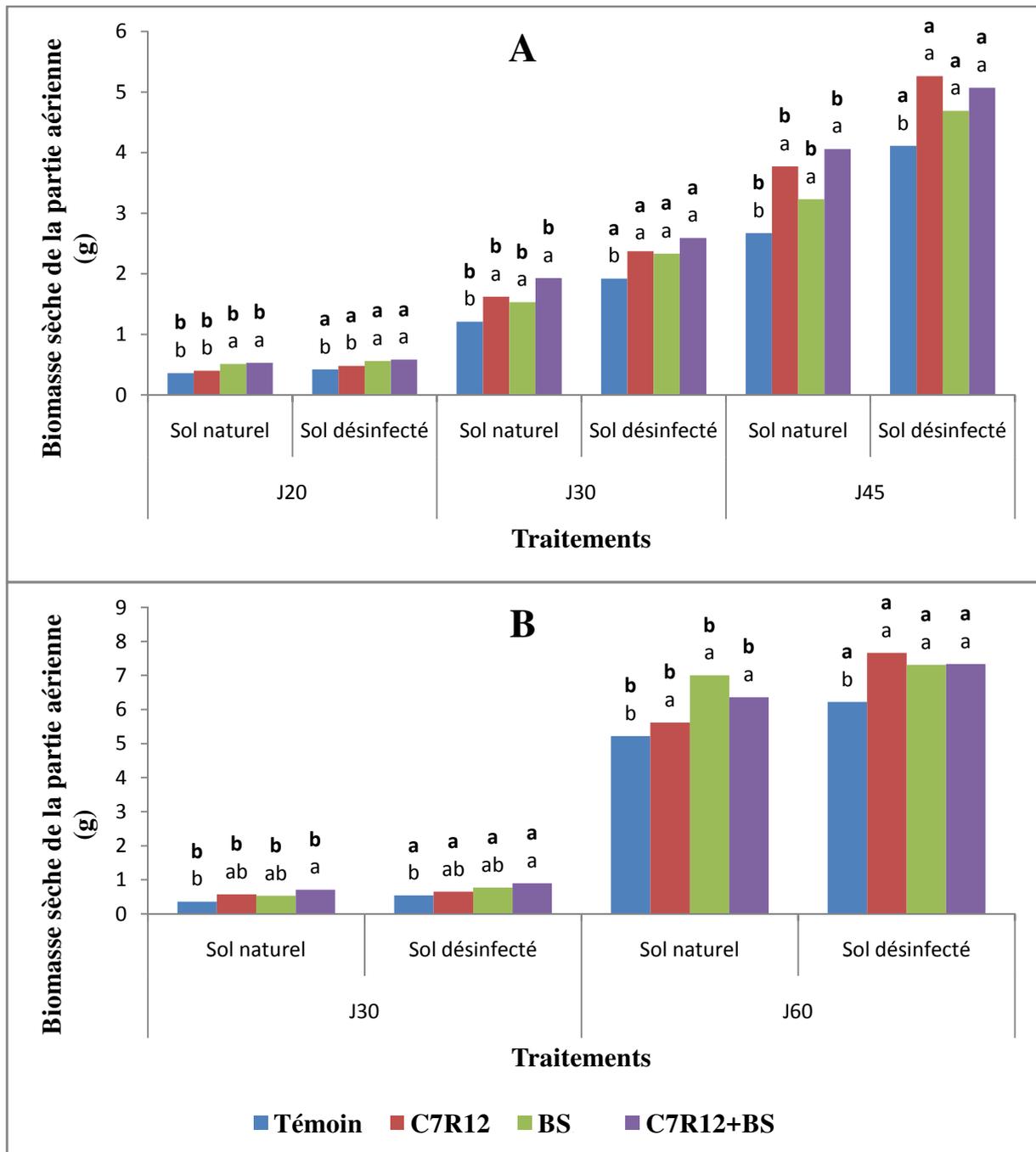
Figure 23 : Aspect général des plants de tomate après 60 jours de bactérisation.

T1, T2 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T5, T6 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T7, T8 : Bactérisés par BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T9, T10 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 24 : Effet de la bactérisation sur la biomasse sèche de la partie aérienne.

III.3.2. Feuillage

III.3.2.1. Biomasse fraîche des feuilles

L'estimation des biomasses fraîches des feuilles a révélé des effets notables de phytostimulation chez tous les génotypes végétaux étudiés (Figure 25, 26 et 27).

En outre, les souches bactériennes appliquées ont un effet significatif sur ce paramètre d'après l'ANOVA (Annexe III). Les moyennes enregistrées issus des plants bactérisés sont toutes supérieures des témoins non inoculés, en sol naturel comme en sol désinfecté. Pratiquement les souches et leur combinaison ont exercé le même effet sur l'ensemble des génotypes végétaux, légèrement supérieur par l'application de la combinaison C7R12+BS surtout en période J30 chez le haricot où la biomasse est de l'ordre de 14.99 g tandis qu'elle est de 12.90 g et 12.53 g pour l'application individuelle de C7R12 et BS respectivement (Annexe IV).

L'ANOVA révèle une différence hautement significative (Annexe III) entre les types de sol sauf la période J20 du haricot où aucun effet significatif n'est enregistré, toujours la désinfection du sol aboutie à des biomasses plus importantes où nous avons enregistré des résultats de 27.94 g et 23.05 g issus des plants du haricot et de tomate bactérisés par C7R12 et BS respectivement nettement supérieures à ceux plantés en sol naturel 19.64 g et 21.72 g (Annexe IV). Cependant, l'interaction sol-souche bactérienne n'a aucun effet significatif sur ce paramètre.

III.3.2.2. Surface foliaire

La mesure de la surface foliaire des plants du haricot et de la tomate nous a permis de constater un effet de phytostimulation non négligeable. Cet effet est différentiel en fonction du type de sol utilisé et de la période de prélèvement (Figure 28).

L'ANOVA a montré un effet significatif de la bactérisation sur ce paramètre (Annexe III). Tous les plants bactérisés présentent une surface foliaire supérieure à celle des témoins correspondants surtout ceux traités par la combinaison C7R12+BS, à l'exemple 195.71cm² et 313.56 cm² issus des plants du haricot et de tomate bactérisés par C7R12 et BS en J20 et J30 respectivement en sol naturel et qui sont supérieures aux témoins correspondants 135.28 cm², 156.91cm² (Annexe IV).

En outre, l'ANOVA a révélé un effet significatif du type de sol (Annexe III). La désinfection du sol a conduit à des moyennes plus importantes sur les différentes périodes et quelque soit la souche utilisé à l'exemple de 163.07 cm² et 360.08 cm² issus des plants du haricot et de tomate bactérisés par C7R12 et BS en J20 et J30 respectivement nettement supérieures à ceux plantés en sol naturel 139.72 cm², 228.14 cm² (Annexe IV).

Le comportement de la souche C7R12 en sol désinfecté est plus important à la période finale du haricot J45 et de la tomate J60 (1461.77 cm² et 963.98 cm² respectivement) ainsi que celui de la souche BS en sol naturel à la période finale de la tomate J60 (907.19 cm²).

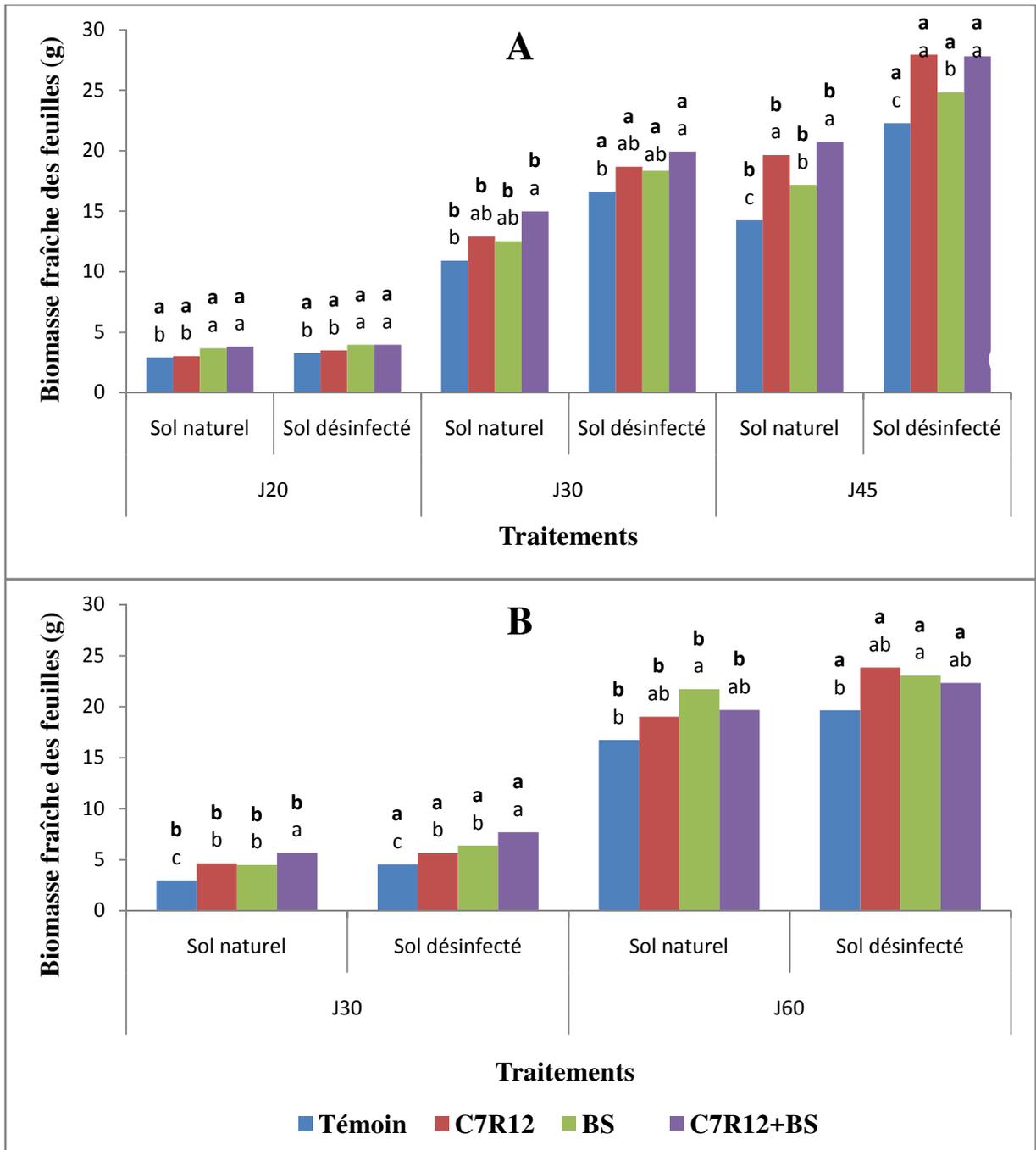
L'effet de phytostimulation est relativement variable en fonction des différentes périodes, néanmoins l'interaction sol-souche bactérienne n'a aucun effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).

III.3.2.3. Nombre des feuilles

Selon l'ANOVA, la bactérisation des plants de haricot par des souches rhizobactériennes n'a révélé aucun effet stimulateur, ceci est constaté sur l'ensemble des périodes (Tableau 9). Tandis ce qu'un effet phytostimulateur significatif est enregistré chez les plants de tomate en périodes J30 et J60, ce qui montre l'efficacité du traitement souche bactérienne sur ce génotype végétal.

Le nombre de feuilles des plants du haricot issues d'un sol désinfecté sont significativement supérieurs (Tableau 9) à ceux issues d'un sol naturel à la coupe J45 (d'après l'analyse de la variance), tandis qu'aucune différence n'a été enregistrée pour les autres coupes J20 et J30 de haricot (Annexe III). Alors que chez les plants de tomate, la désinfection du sol a contribué positivement sur le nombre de feuilles uniquement en période J60 (AnnexIII).

Néanmoins l'interaction sol-souche bactérienne n'a toujours pas donné un effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 25 : Effet de la bactérisation sur la biomasse fraîche des feuilles.



Figure 26 : Comparaison entre les plants de haricot bactérisés et leurs témoins correspondants après 20 et 45 jours de végétation respectivement.

T3, T4 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T11, T12 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

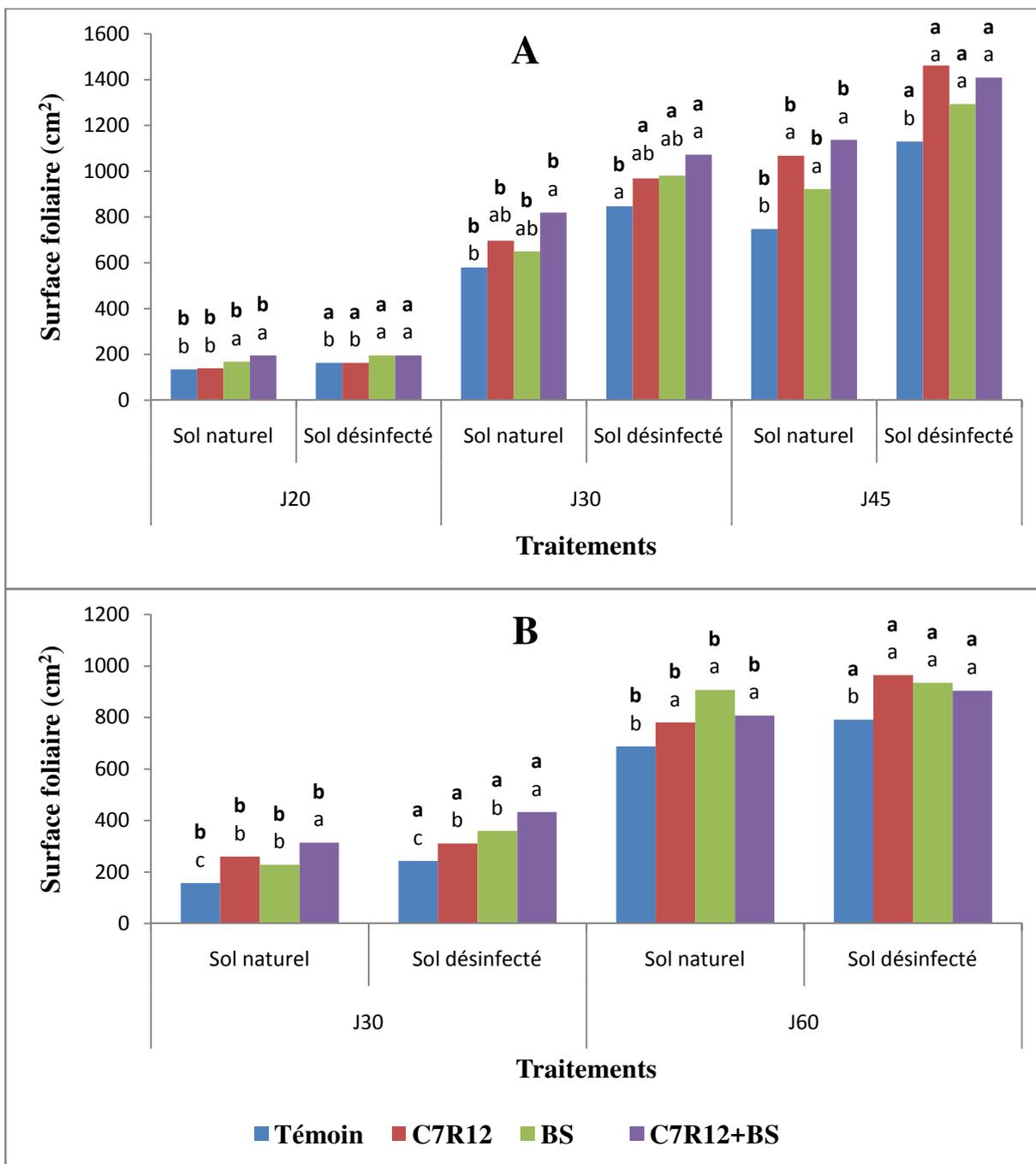


Figure 27 : Comparaison entre les plants de tomate bactérisés après 30 et 60 jours de végétation respectivement.

T1 : Témoins en sol naturel.

T5, T6 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.

T7 : Bactérisés par BS en sol naturel.



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (**claire**).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 28 : Effet de la bactérisation sur la surface foliaire.

Tableau 9 : Effet de la bactérisation sur le nombre des feuilles

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS
Haricot	J20	3,43 ± 0,42*	3,47 ± 0,25	3,60 ± 0,20	3,63 ± 0,21	3,57 ± 0,25	3,67 ± 0,15	3,67 ± 0,06	3,70 ± 0,20
	J30	7,50 ± 0,44	7,75 ± 0,58	7,73 ± 0,27	7,93 ± 0,24	7,77 ± 0,33	7,83 ± 0,17	7,76 ± 0,13	7,89 ± 0,36
	J45	9,50 ± 0,50 b	10,61 ± 0,92 b	10,28 ± 0,82 b	10,50 ± 0,93 b	11,67 ± 0,76 a	12,83 ± 0,44 a	12,22 ± 0,35 a	12,22 ± 0,48 a
	J30	7,63 ± 0,13 b	8,13 ± 0,33 ab	8,09 ± 0,26 ab	8,34 ± 0,08 a	7,88 ± 0,21 b	8,17 ± 0,47 ab	8,25 ± 0,22 ab	8,42 ± 0,56 a
	J60	13,00 ± 0,13 b	13,25 ± 0,13 b	13,67 ± 0,19 b	13,58 ± 0,14 b	13,42 ± 0,07 a	13,92 ± 0,19 a	13,79 ± 0,19 a	13,83 ± 0,29 a
			b	a	a	a	b	a	a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions).

Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

III.3.3. Biomasse de la partie racinaire

III.3.3.1. Biomasse fraîche de la partie racinaire

L'estimation des biomasses fraîches de la partie racinaire nous a permis de constater un effet de phytostimulation hétérogène sur les différentes périodes et les géotypes végétaux étudiés (Figures 29, 30 et 31).

L'ANOVA a révélé aussi un effet significatif de la bactérisation par les PGPR (Annexe III) dont la combinaison C7R12+BS donne les valeurs les plus meilleures à l'exemple 14.9 g par rapport aux autres traitements bactériens 12.77 g, 13.31 g et par rapport aux témoins 10.84 g. Cela est approprié sur la totalité des prélèvements réalisés à l'exception celui du J45 (haricot) en sol désinfecté où l'application de la C7R12 a donné des résultats plus meilleurs (7.79 g) (Annexe

IV). De ce fait nous pouvons constater que les souches utilisées ont changé légèrement leur comportement à la fin d'expérimentation.

D'après l'ANOVA (Annexe III), toutes les moyennes issues d'un sol naturel sont significativement différentes de celles issues d'un sol désinfecté, où chez ce dernier nous avons enregistré les valeurs les plus importantes, 22.93 g et 7.08 g issus des plants du haricot et de la tomate bactérisés par C7R12 et BS en J45 et J60 respectivement nettement supérieures à ceux plantés en sol naturel 16.58 g et 6.47 g (Annexe IV).

L'ANOVA fait révéler que l'interaction sol-souche bactérienne n'a aucun effet significatif sur la surface foliaire (Annexe III).

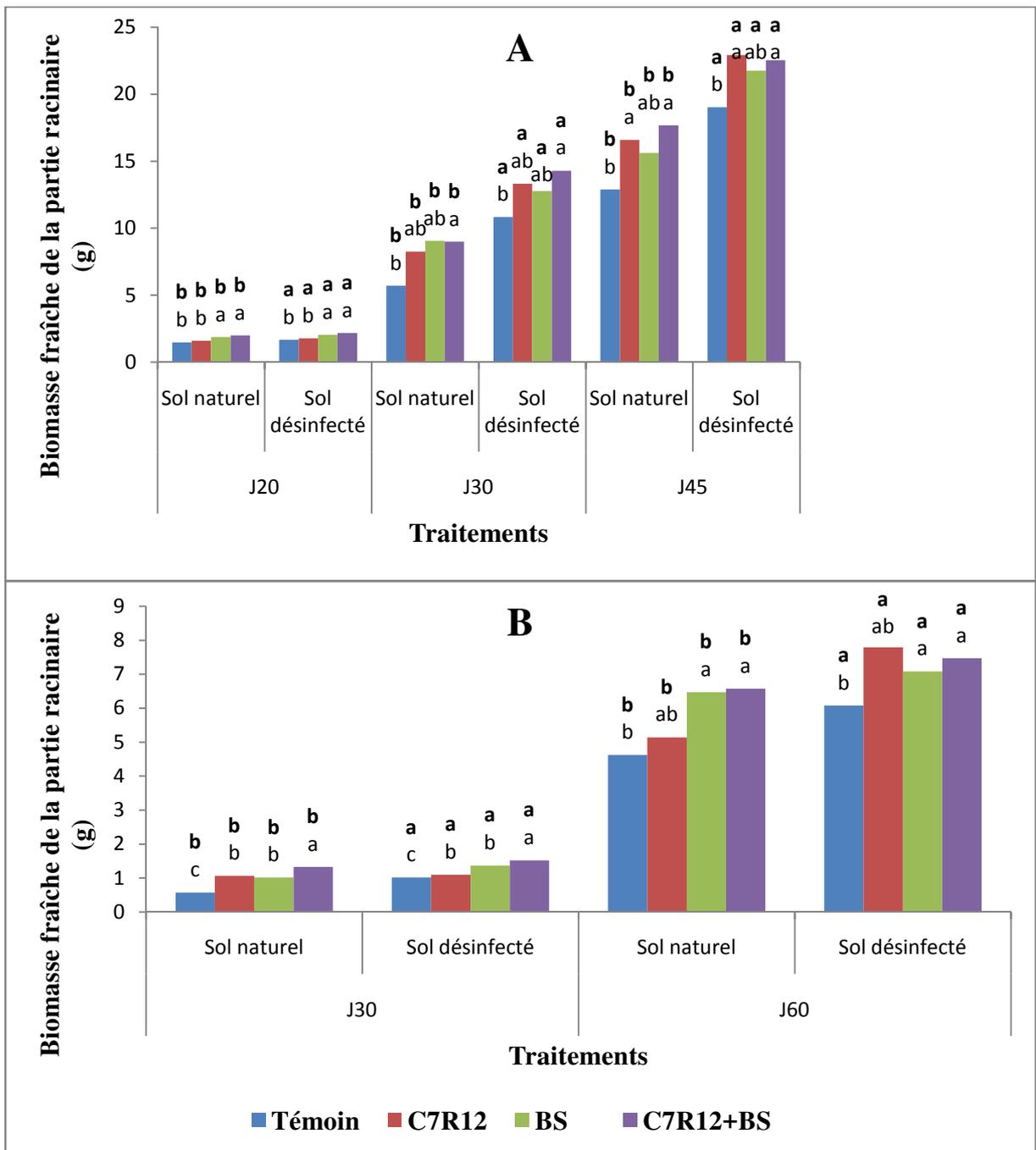
III.3.3.2. Biomasse sèche de la partie racinaire

A partir de l'estimation de ce paramètre, nous pouvons déduire qu'il existe un effet de phytostimulation qui se différencie selon le type du sol, le génotype végétal et la période étudiée (Figure 32).

Selon l'ANOVA, la bactérisation des génotypes végétaux aboutie à des biomasses sèches de racines supérieures à celles des témoins non bactérisés (Annexe III) surtout dans le cas d'application de la combinaison C7R12+BS (0.21 g en sol désinfecté chez le haricot en période J20, 0.10 g en sol naturel chez la tomate en période J30). Cependant aucun effet significatif n'a été observé chez la tomate en fin d'expérimentation J60.

L'ANOVA montre qu'il existe un effet significatif entre les types de sol (Annexe III) au cours de toutes les périodes étudiées à l'exception de la dernière chez la tomate J60 où aucun effet significatif n'a été enregistré. La biomasse sèche la plus importante est enregistrée le plus souvent en sol désinfecté (1.63 g et 0.12 g issus des plants du haricot et de la tomate bactérisés par C7R12 et BS en J30 supérieures à ceux plantés en sol naturel 1.05 g et 0.09 g) (Annexe IV).

L'effet de phytostimulation est relativement variable en fonction des différentes périodes, néanmoins l'interaction sol-souche bactérienne n'a toujours pas donné un effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 29 : Effet de la bactérisation sur la biomasse fraîche de la partie racinaire.



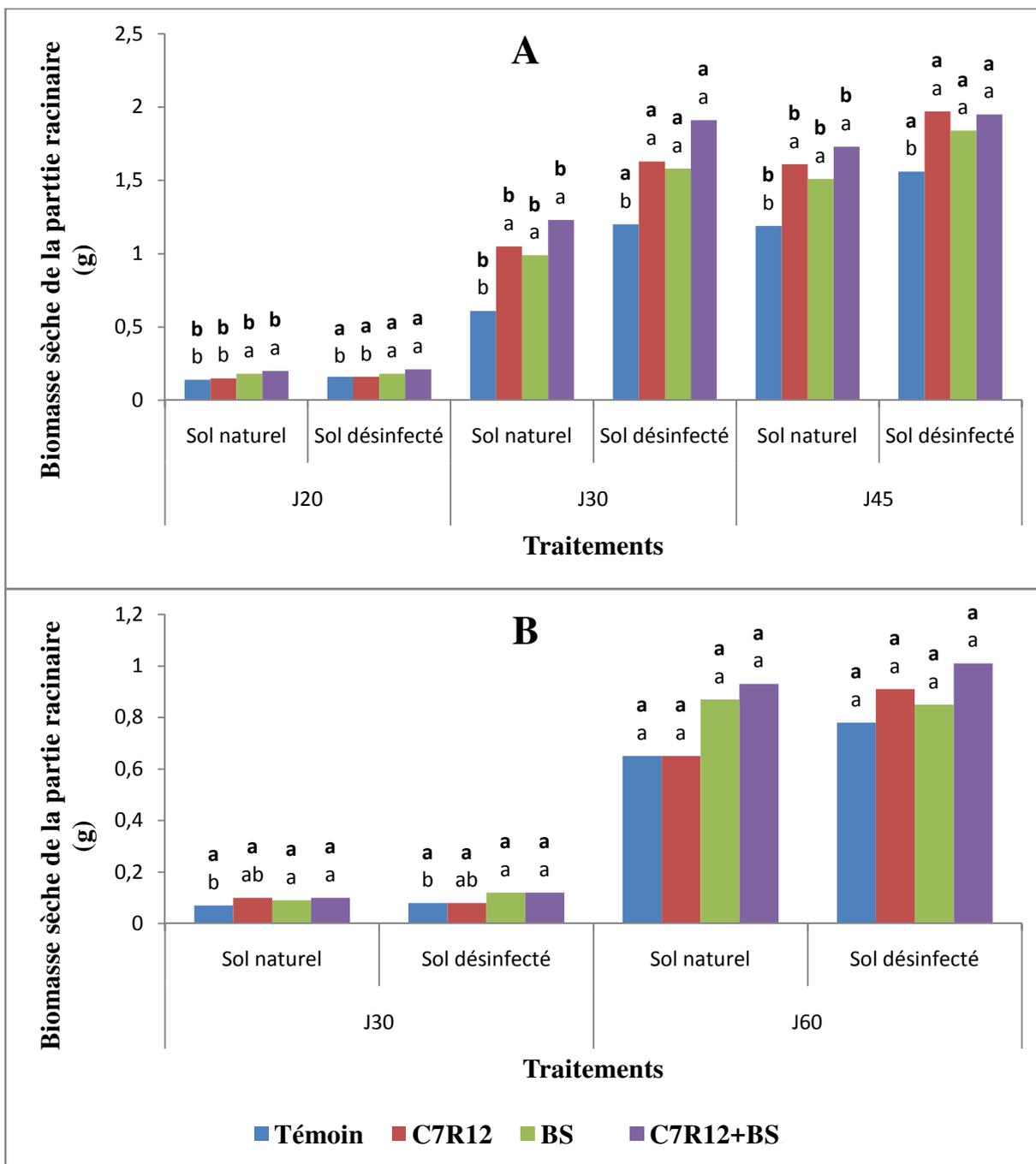
Figure 30 : Aspect général des racines des haricots après 20 jours de bactérisation.

T3, T4 : Témoins en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.
T11, T12 : Bactérisés par C7R12 en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.
T13, T14 : Bactérisés par BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.
T15, T16 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel et en sol désinfecté respectivement.



Figure 31 : Comparaison entre les racines de tomate bactérisés.

T1: Témoins en sol naturel.
T7 : Bactérisés par BS en sol naturel.
T9 : Bactérisés par C7R12+BS en sol naturel.



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 32 : Effet de la bactérisation sur la biomasse sèche de la partie racinaire.

III.3.4 Longueur des racines

D'après les résultats obtenus, nous avons noté un effet de phytostimulation très variable en fonction des périodes et des génotypes végétaux (Figure 33). Selon l'ANOVA (Annexe III), les plants de tomate n'ont montré aucun effet significatif en terme de type de sol, ni en terme de souche PGPR utilisée, ni de leur interaction et ceci sur les deux périodes J30 et J60.

Malgré qu'aucun effet significatif ne soit observé chez les plants de la tomate à ce paramètre, les longueurs racinaires enregistrées des plants bactérisés sont supérieures (23.08 cm pour la combinaison C7R12+BS en sol naturel) à celles des témoins (18.75 cm) (Annexe IV).

L'application de l'ANOVA a révélé un effet significatif des souches PGPR (Annexe III) qui ont toutes stimulé la longueur racinaire des plants du haricot par rapport à leurs témoins. Les longueurs racinaires moyennes les plus importantes en fonction des périodes sont en J20 de 26.17 cm pour la combinaison C7R12+BS en sol naturel, en J30 de 28.17 cm pour C7R12 en sol désinfecté et en J45 de 28.33 cm et de 28.17 cm pour la combinaison C7R12+BS et pour BS respectivement en sol naturel (Annexe IV).

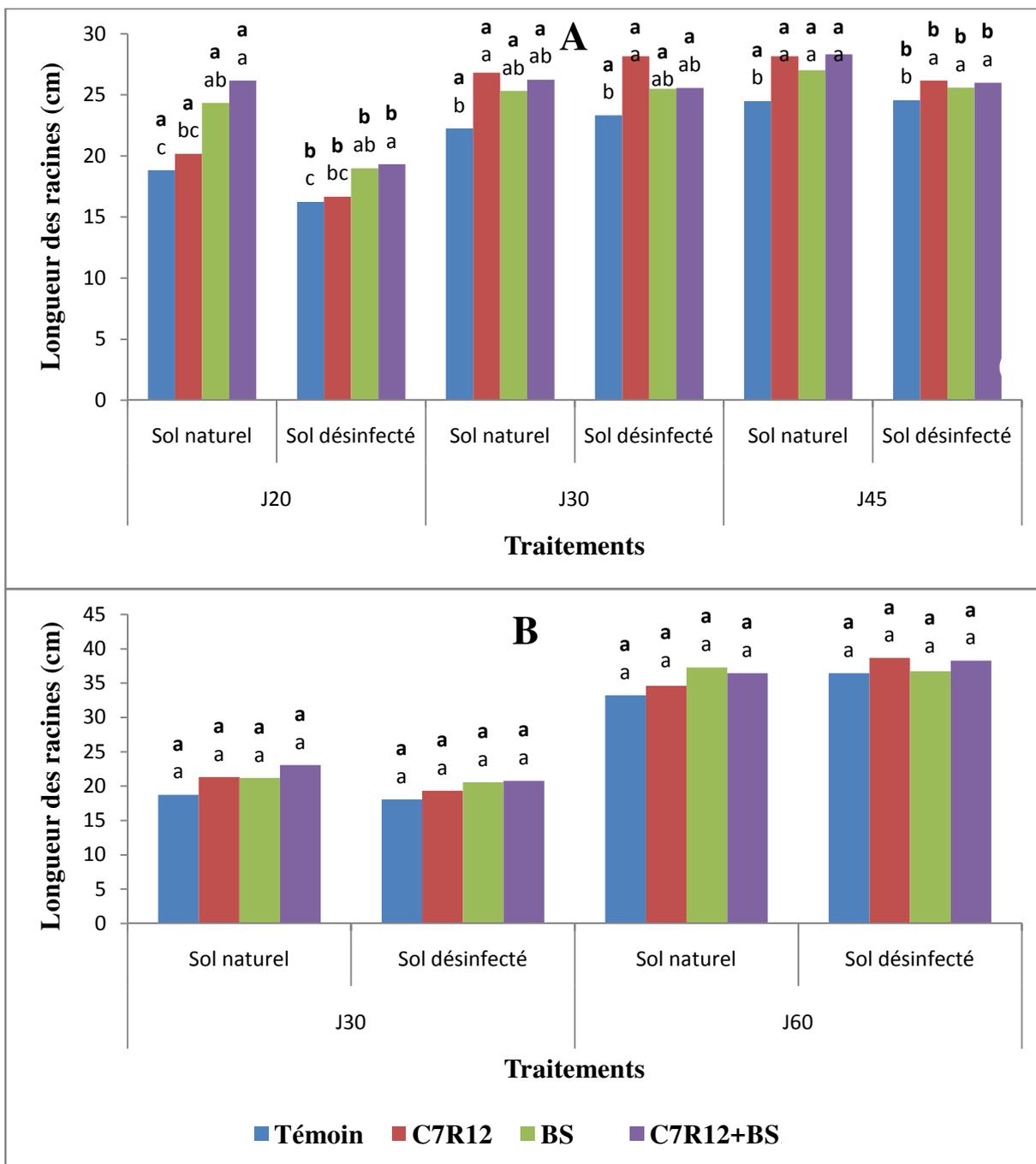
Cependant, l'ANOVA a montré un effet significatif du type de sol utilisé chez les plants du haricot (Annexe III) à la période J20 et J45. Des longueurs moyennes plus importantes sont généralement obtenues en sol naturel (24.33 cm des plants bactérisés par BS en J20) par rapport à celles en sol désinfecté (19.00 cm) (Annexe IV).

Il est à noter qu'aucun effet significatif n'est enregistré pour l'interaction sol-souche bactérienne sur ce paramètre (Annexe III).

III.3.5. Hauteur des tiges

L'estimation de la hauteur des tiges dans chaque période a révélé un effet faible de phytostimulation homogène sur toute la durée de l'expérimentation (Tableau 10). L'analyse de la variance a montré qu'il n'existe aucun effet de phytostimulation significatif lors la bactérisation par des souches bactériennes (Annexe III).

D'après l'ANOVA (Annexe III), il existe un effet significatif entre les types de sol utilisés où les hauteurs enregistrées ont été plus importantes chez le sol désinfecté pour l'ensemble des coupes (J20, J30 et J45). L'interaction sol-souche bactérienne n'a pas donné un effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 33 : Effet de la bactérisation sur la longueur des racines.

Tableau 10 : Effet de la bactérisation sur la hauteur des tiges (cm)

		Sol naturel				Sol désinfecté				
		Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	
Haricot	J20	12,77 ± 0,87* b	13,10 ± 1,00 b	13,36 ± 1,03 b	13,67 ± 2,41 b	13,95 ± 1,85 a	14,16 ± 0,59 a	14,55 ± 0,98 a	14,80 ± 0,85 a	
	J30	14,97 ± 1,11 b	15,52 ± 1,60 b	15,82 ± 0,88 b	16,75 ± 2,44 b	17,81 ± 1,78 a	18,20 ± 0,63 a	18,43 ± 4,23 a	19,45 ± 1,46 a	
	J45	29,56 ± 3,12 b	31,01 ± 1,74 b	30,64 ± 2,56 b	31,86 ± 1,13 b	33,90 ± 1,86 a	35,88 ± 1,20 a	35,49 ± 1,77 a	35,22 ± 2,51 a	
	Tomate	J30	14,32 ± 1,57	15,11 ± 2,48	15,07 ± 0,47	15,34 ± 3,45	14,57 ± 2,74	15,27 ± 1,15	15,39 ± 0,51	15,47 ± 2,33
		J60	59,07 ± 4,06	58,36 ± 3,58	61,82 ± 4,33	57,59 ± 3,60	58,32 ± 4,65	66,92 ± 3,22	61,20 ± 6,27	59,55 ± 5,71

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions).

Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (**claire**).

III.3. 6. Diamètre des tiges

L'analyse de la variance des diamètres de plants du haricot et de la tomate mesurés, a révélé une différence significative (Annexe III) entre les moyennes issues des traitements du sol naturel et sol désinfecté où ce dernier a marqué les plus hautes valeurs, ceci concerne les coupes J45 et J60 respectivement aux génotypes végétaux étudiés (haricot et tomate). Cependant, les traitements bactériens n'ont montré aucune différence significative malgré l'observation de légères augmentations par rapport aux témoins correspondants (Tableau 11).

L'effet de phytostimulation est relativement variable en fonction des différentes périodes, néanmoins l'interaction sol-souche bactérienne n'a toujours pas donné un effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).

Tableau 11: Effet de la bactérisation sur le diamètre des tiges (mm)

	Sol naturel				Sol désinfecté				
	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	
Haricot		2,91	3,01	3,06	3,06	3,01	3,04	3,09	3,10
	J20	± 0,12*	± 0,29	± 0,15	± 0,03	± 0,17	± 0,10	± 0,21	± 0,07
	J30	4,11	4,24	4,30	4,30	4,32	4,36	4,31	4,40
		± 0,19	± 0,22	± 0,35	± 0,28	± 0,16	± 0,14	± 0,20	± 0,22
	J45	4,40	4,54	4,51	4,62	5,20	5,27	5,17	5,41
		± 0,37	± 0,17	± 0,12	± 0,27	± 0,71	± 0,66	± 0,24	± 0,40
		b	b	b	b	a	a	a	a
	J30	3,09	3,31	3,28	3,34	3,24	3,32	3,38	3,38
		± 0,20	± 0,19	± 0,28	± 0,07	± 0,22	± 0,32	± 0,25	± 0,28
	J60	7,15	7,19	7,34	7,27	7,62	7,85	7,77	7,83
	± 0,10	± 0,15	± 0,34	± 0,13	± 0,36	± 0,38	± 0,43	± 0,46	
	b	b	b	b	a	a	a	a	

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions).

Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

III.4. DOSAGE DE LA TENEUR EN CHLOROPHYLLE

L'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (a) a révélé une différence significative pour la majorité des coupes du haricot et de la tomate en fonction du sol et de la souche (Annexe III). Le sol désinfecté a donné des résultats légèrement supérieurs à celui du sol naturel. Tandis que la combinaison C7R12+BS a montré plus de teneur en chlorophylle par rapport aux autres souches chez le haricot (0,99 $\mu\text{g/g}$ MF à J20 en sol désinfecté par rapport à 0,86 $\mu\text{g/g}$ MF pour le témoin) (Tableau 12). Des valeurs aussi appréciables ont été obtenues pour les plants de tomate bactérisés (0,93 $\mu\text{g/g}$ MF chez C7R12+BS pour 0,80 $\mu\text{g/g}$ MF chez le témoin en sol naturel à la coupe J30) (Tableau 13). L'interaction sol-souche bactérienne n'a toujours pas donné un effet significatif sur ce dernier paramètre (Annexe III).

L'analyse statistique appliquée sur la teneur en chlorophylle (b) a révélé des résultats similaires à celle de la teneur en chlorophylle (a) à l'exception de la coupe J20 du haricot où trois groupes homogènes au lieu de deux chez le paramètre précédent. Les plus hautes valeurs de chlorophylle (b) ont été présentées par les plants de tomate en J30 bactérisés par C7R12+BS

(0,75 µg/g MF, 0,71 µg/g MF par rapport aux témoins 0,64 µg/g MF, 0,57 µg/g MF en sol désinfecté et en sol naturel respectivement.

L'analyse de variance de la chlorophylle (ab) a montré une différence significative en fonction du type du sol utilisé où le sol désinfecté a donné de meilleures valeurs à l'exception de la coupe J20 du haricot qui n'a présenté aucune signification. Ce même test a révélé une différence aussi significative en fonction de la souche. Un test Post-hoc de Newman-Keuls au seuil α de 0,05 a montré la présence de trois groupes homogènes pour la coupe J20, deux groupes homogènes seulement pour le reste des coupes. Les résultats les plus appréciables sont issus de l'utilisation de C7R12+BS (1.56 µg/g MF, 1.51 µg/g MF), (1.01 µg/g MF, 0.93 µg/g MF), (1.75 µg/g MF, 1.63 µg/g MF) par rapport à leurs témoins (1.27 µg/g MF, 1.19 µg/g MF), (0.87 µg/g MF, 0.72 µg/g MF), (1.53 µg/g MF, 1.37 µg/g MF) respectivement pour sol désinfecté, sol naturel et pour coupes J20, J45 du haricot et J30 de la tomate.

L'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (c) ainsi que l'application du test post-Hoc de Newman-Keuls a révélé des résultats très proches de l'analyse des autres teneurs en chlorophylle, avec seulement quelques différences où dans ce paramètre la différence de la souche C7R12 est significative à J20. D'une manière générale on remarque toujours la dominance de la combinaison C7R12+BS ou la plus importante valeur a été enregistré à J20 du haricot (11,99 µg/g MF, 11,62 µg/g MF) par rapport aux témoins (9,82 µg/g MF, 9,29 µg/g MF) respectivement en sol désinfecté et en sol naturel.

III.5. DOSAGE DE LA TENEUR EN PHOSPHORE

Des effets notables ont été obtenu en terme d'amélioration de l'acquisition du phosphore chez les feuilles de haricot et de tomate, cependant ces effets sont le plus souvent hétérogènes durant l'expérimentation.

L'analyse de la variance a révélé que l'impact des souches utilisés a été significatif mais variable en fonction du génotype végétal, de la souche bactérienne et de la période de prélèvement (Figure 34).

Des teneurs en phosphore aussi importantes ont été obtenues par l'utilisation des souches rhizobactériennes C7R12 et BS sur l'ensemble des périodes étudiées, l'exemple des plants de tomate en J30 bactérisés par C7R12 et BS : 200,84 µg/0,1g MS et 213,65 µg/0,1g MS respectivement par rapport au témoin correspondant (175,85 µg/0,1g MS). Alors que les résultats

les plus importants ont été obtenues le plus souvent par l'utilisation de la combinaison C7R12+BS, à l'exemple de 270,42 µg/0,1g MS par rapport au témoin 225,59 µg/0,1g MS.

Cependant, l'ANOVA a révélé un effet significatif du type de sol pour l'ensemble des coupes réalisées sur les plants du haricot comme sur ceux de la tomate (Annexe III). La désinfection du sol a amélioré la teneur des plants en phosphore. D'une manière générale, l'interaction sol-souche bactérienne n'a pas d'effet sur la teneur des feuilles en phosphore.

III.6. ETUDE COMPARATIVE DE LA PHYTOSTIMULATION CHEZ LE HARICOT ET LA TOMATE

En comparant les résultats des effets de phytostimulation sur les deux génotypes végétaux tomate et haricot, nous pouvons constater que les gains sont plus où moins appréciables pour l'ensemble des coupes réalisées et qui varient selon les facteurs étudiés : génotypes végétaux, type de sol utilisé et souche bactérienne inoculée.

La bactérisation des plants par les souches bactériennes a mis en évidence des gains généralement similaires entre l'utilisation individuelle des souches utilisées, tandis qu'ils sont plus importants chez la combinaison C7R12+BS. Il est à noter que les gains induits par la souche C7R12 sont plus importants en 2^{ème} période où dans la majorité des paramètres étudiés dépassent ceux obtenus par la combinaison C7R12+BS.

Les gains obtenus en sol naturel ont été plus importants que ceux en sol désinfecté pour le haricot comme pour la tomate. A l'exemple, des gains obtenus en biomasse fraîche de la partie aérienne de la tomate obtenu par son bactérisation par C7R12 à la 1^{ère} période (46,98% en sol naturel par rapport à 19,27% en sol désinfecté) et celui obtenu en chlorophylle b chez les plants du haricot par son bactérisation par C7R12+BS à la 2^{ème} période (43,94% en sol naturel pour 17,73% en sol désinfecté).

Nous avons constaté des gains plus appréciables chez la tomate que chez le haricot en termes des différents paramètres étudiés. Alors que la partie racinaire (variant de 20 à 135%) a révélé parfois des gains plus importants que la partie aérienne chez la tomate comme chez le haricot.

D'une manière globale les gains ont été plus importants en 1^{ère} période pour la culture de la tomate alors que pour la culture du haricot c'est la 2^{ème} période qui montre parfois plus de gains.

La phytostimulation a été notée différente sur les paramètres étudiés. Des gains différents où les biomasses fraîches et sèches sont les plus touchées par la stimulation de croissance, par ailleurs les paramètres de structure tels que les hauteurs et les diamètres des tiges ainsi que le nombre de feuilles n'ont montré que de négligeables gains à savoir même des inhibitions (cas de la hauteur des tiges chez la tomate en 2^{ème} période).

Les gains de la teneur en chlorophylle ont été observés surtout dans la 1^{ère} période pour la culture du haricot comme pour la culture de la tomate.

Les meilleurs teneurs en phosphore ont été enregistrés chez les plants bactérisés par la combinaison C7R12+BS avec une accentuation de ces teneurs chez les plants de tomate (dépassant parfois les 30 %) par rapport aux plants du haricot en 1^{ère} période, cependant ces teneurs deviennent plus ou moins proches entre les deux génotypes végétaux en 2^{ème} période.

Tableau 12: Effet de la bactérisation sur la teneur en chlorophylle chez le haricot ($\mu\text{g/g}$ MF)

	Sol naturel				Sol désinfecté				
	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	
J20	a	0,81 \pm 0,04*	0,88 \pm 0,05	0,92 \pm 0,10	0,96 \pm 0,08	0,86 \pm 0,05	0,91 \pm 0,04	0,96 \pm 0,05	0,99 \pm 0,06
		b	ab	a	a	b	ab	a	a
	b	0,38 \pm 0,03	0,44 \pm 0,11	0,50 \pm 0,01	0,54 \pm 0,05	0,42 \pm 0,05	0,47 \pm 0,08	0,51 \pm 0,06	0,57 \pm 0,07
		c	bc	ab	a	c	bc	ab	a
J30	ab	1,19 \pm 0,06	1,32 \pm 0,13	1,42 \pm 0,11	1,51 \pm 0,12	1,27 \pm 0,08	1,38 \pm 0,11	1,47 \pm 0,10	1,56 \pm 0,13
		c	bc	ab	a	c	bc	ab	a
	c	9,29 \pm 0,41 b	9,88 \pm 0,48 b	11,26 \pm 0,24 b	11,62 \pm 0,92 b	9,82 \pm 0,68 a	10,00 \pm 0,74 a	10,88 \pm 0,86 a	11,99 \pm 0,41 a
		b	b	a	a	b	b	a	a
J45	a	0,70 \pm 0,05 b	0,78 \pm 0,06 b	0,74 \pm 0,06 b	0,82 \pm 0,09 b	0,77 \pm 0,05 a	0,83 \pm 0,07 a	0,80 \pm 0,05 a	0,89 \pm 0,10 a
		b	ab	ab	a	b	ab	ab	a
	b	0,30 \pm 0,02 b	0,35 \pm 0,07 b	0,33 \pm 0,07 b	0,41 \pm 0,03 b	0,40 \pm 0,05 a	0,43 \pm 0,03 a	0,42 \pm 0,06 a	0,48 \pm 0,05 a
		b	ab	ab	a	b	ab	ab	a
J45	ab	1,00 \pm 0,05 b	1,12 \pm 0,11 b	1,08 \pm 0,08 b	1,23 \pm 0,08 b	1,17 \pm 0,01 a	1,26 \pm 0,06 a	1,22 \pm 0,06 a	1,37 \pm 0,10 a
		b	b	b	a	b	b	b	a
	c	8,35 \pm 0,64 b	9,18 \pm 0,76 b	8,89 \pm 0,66 b	9,90 \pm 0,69 b	9,21 \pm 0,56 a	10,00 \pm 0,47 a	9,74 \pm 0,73 a	10,63 \pm 0,84 a
		b	ab	ab	a	b	ab	ab	a
J45	a	0,49 \pm 0,04 b	0,58 \pm 0,05 b	0,56 \pm 0,06 b	0,60 \pm 0,03 b	0,56 \pm 0,06 a	0,65 \pm 0,06 a	0,61 \pm 0,05 a	0,64 \pm 0,04 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	b	0,23 \pm 0,04 b	0,30 \pm 0,05 b	0,28 \pm 0,04 b	0,33 \pm 0,05 b	0,31 \pm 0,04 a	0,39 \pm 0,06 a	0,36 \pm 0,05 a	0,37 \pm 0,05 a
		b	a	ab	a	b	a	ab	a
J45	ab	0,72 \pm 0,07 b	0,88 \pm 0,07 b	0,84 \pm 0,09 b	0,93 \pm 0,07 b	0,87 \pm 0,07 a	1,04 \pm 0,08 a	0,97 \pm 0,03 a	1,01 \pm 0,07 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	c	6,53 \pm 0,54	7,67 \pm 0,68	7,06 \pm 0,73	7,70 \pm 0,55	6,94 \pm 0,53	8,05 \pm 0,69	7,49 \pm 0,72	8,01 \pm 0,59
		b	a	ab	a	b	a	ab	a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions).

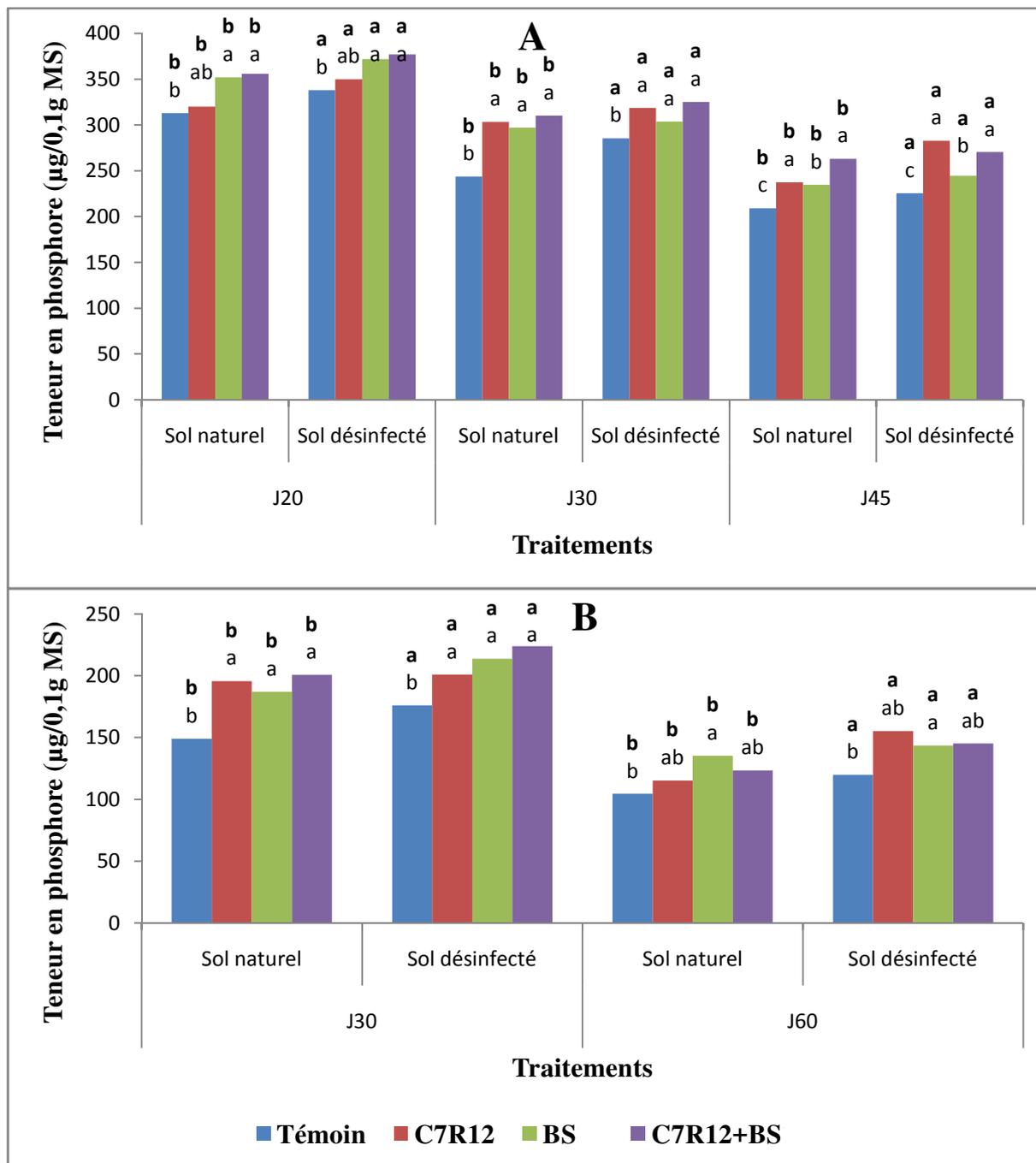
Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

Tableau 13: Effet de la bactérisation sur la teneur en chlorophylle chez la tomate ($\mu\text{g/g}$ MF)

	Sol naturel				Sol désinfecté				
	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	Témoin	C7R12	BS	C7R12+BS	
J30	a	0,80±0,02 b	0,91±0,02 b	0,88±0,03 b	0,93±0,05 b	0,89±0,04 a	0,96±0,05 a	0,98±0,08 a	1,00±0,11 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	b	0,57±0,03 b	0,69±0,05 b	0,66±0,04 b	0,71±0,05 b	0,64±0,05 a	0,71±0,04 a	0,73±0,06 a	0,75±0,03 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
J60	ab	1,37±0,05 b	1,60±0,06 b	1,54±0,08 b	1,63±0,10 b	1,53±0,09 a	1,67±0,08 a	1,70±0,13 a	1,75±0,10 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	c	8,53±0,50 b	9,57±0,57 b	9,46±0,90 b	9,72±0,81 b	9,35±0,29 a	10,11±0,50 a	10,34±0,68 a	10,48±0,43 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
J60	a	0,59±0,06 b	0,64±0,07 b	0,69±0,01 b	0,67±0,05 b	0,68±0,06 a	0,80±0,02 a	0,76±0,07 a	0,75±0,05 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	b	0,43±0,02 b	0,47±0,03 b	0,50±0,03 b	0,48±0,02 b	0,49±0,03 a	0,56±0,05 a	0,53±0,04 a	0,54±0,05 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
J60	ab	1,02±0,07 b	1,11±0,09 b	1,20±0,04 b	1,14±0,07 b	1,17±0,08 a	1,36±0,05 a	1,29±0,10 a	1,29±0,09 a
		b	a	a	a	b	a	a	a
	c	6,27±0,82 b	7,18±0,94 b	7,73±0,98 b	7,48±0,95 b	7,16±0,55 a	8,53±0,28 a	8,17±0,55 a	8,18±0,61 a
		b	a	a	a	b	a	a	a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions).

Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).



Les valeurs suivies de la même lettre ne présentent pas de différence significative selon le test de Newman-Keuls au seuil $\alpha=5\%$ en fonction du type du sol utilisé (**gras**) et en fonction de la souche utilisée (claire).

A : Plants de haricot après 20, 30 et 45 jours de végétation.

B : Plants de tomate après 30 et 60 jours de végétation.

Figure 34 : Effet de la bactérisation sur la teneur des feuilles en phosphore.

Tableau 14 : Gains (%) en biomasse fraîche et sèche de la partie aérienne et la partie racinaire

			Génotype végétal					
			Haricot			Tomate		
			Souche bactérienne	C7R12	BS	C7R12+BS	C7R12	BS
Biomasse fraîche de la partie aérienne	Période 1	Naturel	4,10	26,89	30,98	46,98	40,27	78,13
		Désinfecté	6,03	20,51	20,83	19,27	34,09	57,40
	Période 2	Naturel	37,06	17,57	43,74	7,38	28,77	15,87
		Désinfecté	25,94	11,61	21,34	21,19	13,95	13,98
Biomasse sèche de la partie aérienne	Période 1	Naturel	11,28	44,29	49,81	54,23	45,11	95,62
		Désinfecté	14,13	32,44	37,69	19,86	40,66	68,40
	Période 2	Naturel	41,66	21,57	55,29	8,36	34,71	21,43
		Désinfecté	27,84	13,98	23,36	23,19	17,52	18,02
Biomasse fraîche de la partie racinaire	Période 1	Naturel	8,29	27,31	35,78	90,04	78,85	135,13
		Désinfecté	7,06	22,16	22,16	8,56	35,63	50,96
	Période 2	Naturel	28,87	21,44	38,11	10,94	40,90	41,71
		Désinfecté	20,51	14,53	18,67	28,16	15,93	23,09
Biomasse sèche de la partie racinaire	Période 1	Naturel	8,97	33,97	49,13	46,03	29,07	54,21
		Désinfecté	9,23	9,23	31,71	-3,89	38,10	44,60
	Période 2	Naturel	36,13	27,28	45,36	-0,11	32,29	43,97
		Désinfecté	26,36	17,78	25,35	19,27	9,64	31,45

Tableau 15 : Gains (%) en feuillage

			Génotype végétal					
			Haricot			Tomate		
Souche bactérienne			C7R12	BS	C7R12+BS	C7R12	BS	C7R12+BS
Biomasse fraîche des feuilles	Période 1	Naturel	4,30	27,18	31,27	52,57	52,95	94,65
		Désinfecté	5,95	20,43	20,70	25,56	40,16	72,00
	Période 2	Naturel	38,13	20,81	46,26	13,47	30,79	17,33
		Désinfecté	25,38	11,49	25,05	21,42	17,59	14,02
Surface foliaire	Période 1	Naturel	3,54	25,75	44,85	68,03	48,87	105,13
		Désinfecté	0,31	20,93	21,02	27,61	47,33	78,19
	Période 2	Naturel	30,08	18,85	33,23	13,40	33,11	17,26
		Désinfecté	21,57	11,13	19,43	21,88	18,30	14,46
Nombre des feuilles	Période 1	Naturel	2,02	5,53	7,29	6,54	6,02	9,34
		Désinfecté	3,34	3,34	3,16	3,67	4,78	6,84
	Période 2	Naturel	11,59	8,41	10,96	1,93	5,13	4,46
		Désinfecté	10,48	4,92	4,90	3,72	2,78	3,08
Teneur en chlorophylle a	Période 1	Naturel	9,14	13,63	19,06	14,25	10,86	16,31
		Désinfecté	6,00	11,69	15,60	7,08	9,21	11,48
	Période 2	Naturel	18,51	14,17	23,74	8,35	18,26	13,12
		Désinfecté	16,34	10,28	14,73	17,46	10,64	9,93
Teneur en chlorophylle b	Période 1	Naturel	15,35	31,34	43,23	19,76	15,13	23,26
		Désinfecté	11,83	21,90	37,11	11,66	14,11	18,02
	Période 2	Naturel	32,36	22,20	43,94	8,36	16,93	10,65
		Désinfecté	24,91	13,42	17,73	15,37	9,07	9,65
Teneur en chlorophylle ab	Période 1	Naturel	11,09	19,23	26,77	16,57	12,63	19,18
		Désinfecté	7,90	14,95	22,56	8,97	11,24	14,24
	Période 2	Naturel	22,91	16,64	30,00	8,32	17,57	12,04
		Désinfecté	19,44	11,47	15,68	16,53	9,97	9,76
Teneur en chlorophylle c	Période 1	Naturel	6,28	21,23	24,87	12,21	10,76	13,88
		Désinfecté	1,82	10,84	22,44	8,09	10,47	12,07
	Période 2	Naturel	17,49	8,06	18,03	14,40	23,27	19,24
		Désinfecté	15,92	7,76	15,47	19,37	14,23	14,35

Tableau 16 : Gains (%) en longueur des racines, hauteur des tiges et diamètre des tiges

			Génotype végétal					
			Haricot			Tomate		
Souche bactérienne			C7R12	BS	C7R12+BS	C7R12	BS	C7R12+BS
Longueur des racines	Période 1	Naturel	15,12	36,32	45,71	13,67	13,14	23,39
		Désinfecté	2,93	2,93	16,60	6,98	13,63	14,64
	Période 2	Naturel	14,96	10,29	15,66	4,36	12,62	10,16
		Désinfecté	10,17	8,01	9,46	6,22	1,48	5,07
Hauteur des tiges	Période 1	Naturel	2,83	4,78	7,21	5,70	5,14	7,01
		Désinfecté	1,57	1,57	4,31	4,96	5,74	6,32
	Période 2	Naturel	4,94	3,71	7,80	-1,19	4,65	-2,37
		Désinfecté	6,02	4,97	4,15	15,07	5,32	2,60
Diamètre des tiges	Période 1	Naturel	3,33	4,89	5,11	7,23	6,16	8,40
		Désinfecté	1,22	2,71	3,38	2,56	4,45	4,44
	Période 2	Naturel	3,72	3,01	5,11	0,65	2,73	1,77
		Désinfecté	1,51	0,42	5,11	3,05	1,90	2,73

Tableau 17 : Gains (%) en teneur en phosphore

			Génotype végétal					
			Haricot			Tomate		
Souche bactérienne			C7R12	BS	C7R12+BS	C7R12	BS	C7R12+BS
Teneur en phosphore	Période 1	Naturel	2,22	12,64	13,62	31,53	25,46	34,45
		Désinfecté	3,69	10,02	11,55	14,22	21,47	27,16
	Période 2	Naturel	13,73	12,35	25,87	10,23	29,25	17,78
		Désinfecté	26,83	9,85	21,44	29,46	19,76	21,12

III.7. COLONISATION RHIZOSPHERIQUE

La mise en culture des fragments racinaires de haricot et de tomate sur les milieux King B et GN à la fin de la culture, a révélé le développement de colonies bactériennes autour des racines. Une forte densité est constatée dans les deux milieux après 48 heures d'incubation des racines issues de traitements bactérisés et absence de bactéries colonisatrices autour des fragments racinaires chez les témoins (Figure 35).



Figure 35 : Fragments de racines du haricot bactérisé par *Pseudomonas fluorescens* C7R12 en sol désinfecté (A) et de la tomate bactérisé par *Bacillus subtilis* BS en sol naturel.

La mise en culture des suspensions préparées à base de fragments racinaires issus de traitements bactérisés par les souches C7R12 et BS en sol naturel et en sol désinfecté pour les deux géotypes végétales étudiés, nous a permis de constater des concentrations finales de populations bactériennes très élevées par rapport à celles introduites initialement, ce qui indique une bonne colonisation surtout pour les racines issus de traitements plantés en sol désinfecté (Tableau 18).

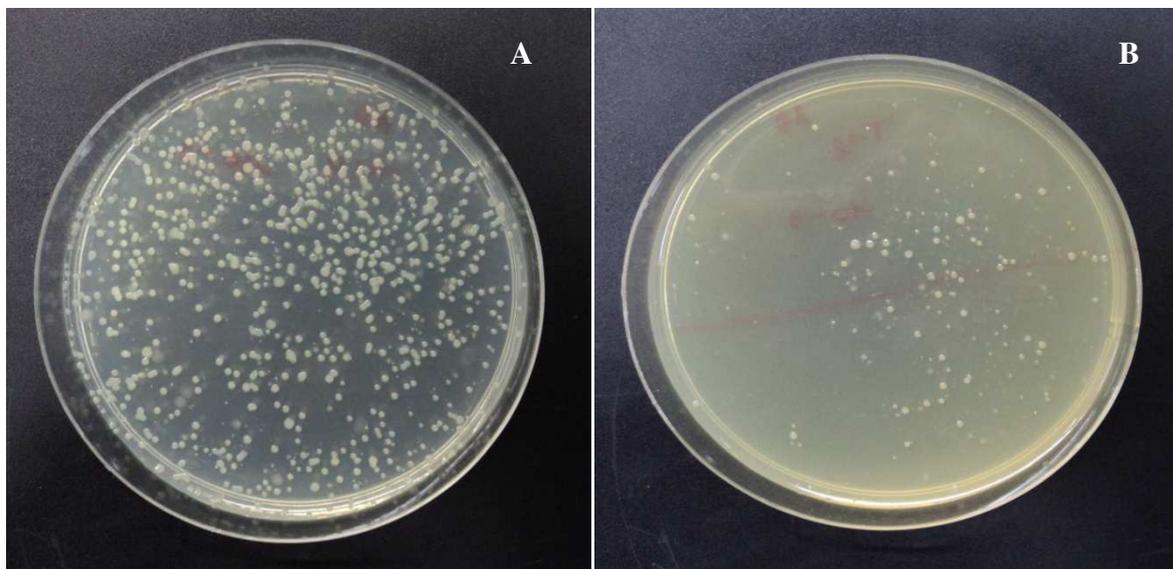
Tableau 18 : La concentration finale des bactéries (CFU/g de racines) de racines

Géotype végétale	Traitement sol	Traitement souche	Concentration finale (CFU/g)	Log CFU/g de sol
Haricot	Naturel	C7R12	$2,6 \times 10^9$	9,42
		BS	$1,4 \times 10^9$	9,17
	Désinfecté	C7R12	$4,66 \times 10^9$	9,67
		BS	$3,10 \times 10^9$	9,49
Tomate	Naturel	C7R12	$1,7 \times 10^9$	9,24
		BS	$1,3 \times 10^9$	9,14
	Désinfecté	C7R12	$3,2 \times 10^9$	9,51
		BS	$4,5 \times 10^9$	9,66

III.8. ETUDE DE LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS BACTERIENNES

La dynamique des populations bactériennes dans le sol a été évaluée par le dénombrement des colonies bactériennes après 45 et 60 jours de la bactérisation respectivement, pour le haricot et la tomate. L'évaluation concerne les deux souches rhizobactériennes dans les situations de sol désinfecté et de sol naturel.

Nous avons constaté pour l'ensemble des traitements, des concentrations finales plus élevées par rapport à celles introduites initialement dans le sol, de l'ordre de 10^9 CFU/g de sol (Figure 36). Dans le cas du haricot, une légère différence a été constatée dans le sol désinfecté (9,88 CFU/g de sol) par rapport au sol naturel (de l'ordre de 9,48 CFU/g de sol) (Tableau 19).



A : Boîte issue de la rhizosphère du haricot

B : Boîte issue de la rhizosphère de la tomate

Figure 36: Boîtes de Pétri présentant des colonies bactériennes C7R12 sur le milieu King B après 36 heure d'incubation.

Tableau 19 : La concentration finale des bactéries (CFU/g de sol) dans la rhizosphère

Génotype végétale	Traitement sol	Traitement souche	Concentration finale (CFU/g de sol)*	Log CFU/g
Haricot	Naturel	C7R12	3×10^9	9,48
		BS	$1,33 \times 10^9$	9,12
	Désinfecté	C7R12	$7,66 \times 10^9$	9,88
		BS	$3,33 \times 10^9$	9,52
Tomate	Naturel	C7R12	$2,33 \times 10^9$	9,37
		BS	$1,33 \times 10^9$	9,12
	Désinfecté	C7R12	$3,33 \times 10^9$	9,52
		BS	$1,66 \times 10^9$	9,22

* : Concentration initiale est 10^7 CFU/g de sol.

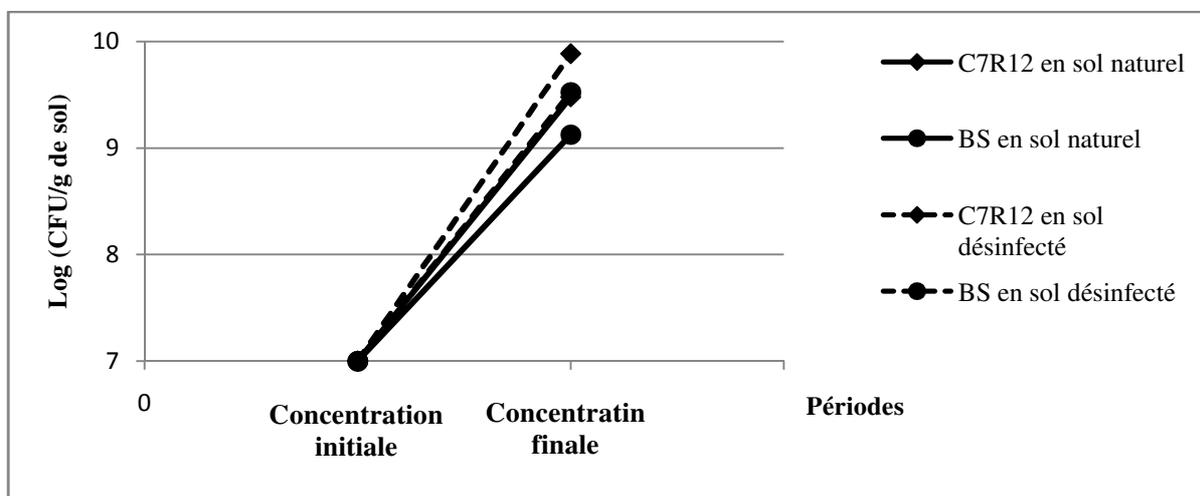


Figure 37 : Evolution des populations bactériennes en fonction du temps dans la rhizosphère du haricot.

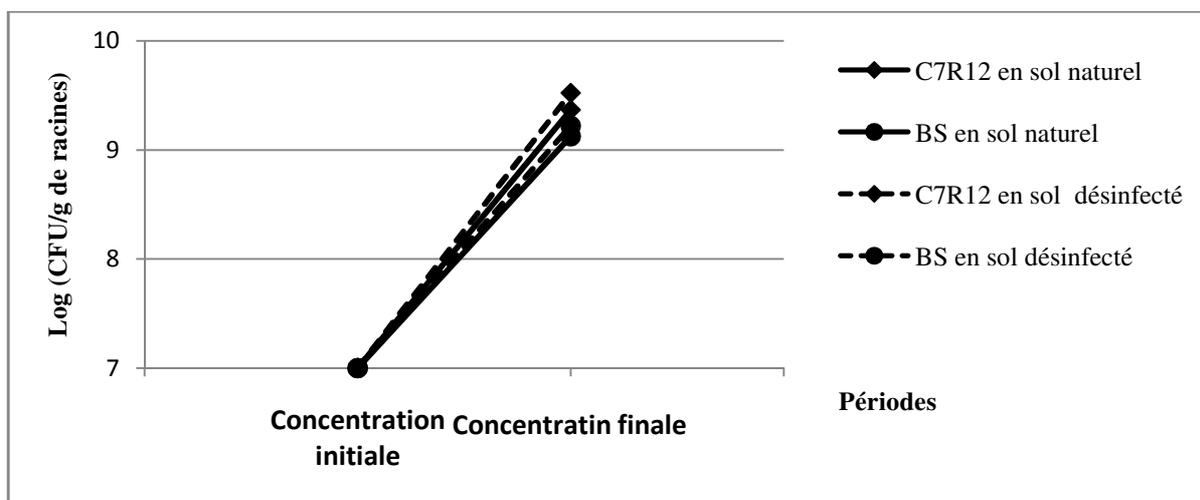


Figure 38: Evolution des populations bactériennes en fonction du temps sur dans la rhizosphère de la tomate.

IV. DISCUSSION

Notre travail a été réalisé afin d'étudier les activités phytostimulatrices de deux souches rhizobactériennes : *Pseudomonas fluorescens* C7R12 et *Bacillus subtilis* BS. L'application de ces rhizobactéries sélectionnées a été réalisée individuellement ou en combinaison, sur les plants de haricot et de tomate et a révélé un effet de phytostimulation significatif. Des gains appréciables ont été obtenus en termes de développement et de croissance végétale chez les plants bactérisés par rapport aux témoins non bactérisés et de même pour leurs teneurs en chlorophylle et en phosphore. Ce constat est différentiel selon les stades phénologiques de développement, le génotype végétal, la souche bactérienne, le type du sol utilisé (naturel ou désinfecté) et le paramètre analysé comme variable.

Les résultats obtenus mettent en évidence l'existence des effets de promotion de croissance sur les plants de haricot et de tomate. Des effets de phytostimulation chez d'autres souches de *Pseudomonas* et *Bacillus* ont été rapportés notamment les travaux de Adegemoye et al., (2008), ou ils ont rapporté qu'aucune étude n'a été réalisée sur la bactérisation par les deux genres bactériens *Bacillus* et *Pseudomonas* sous les mêmes conditions auparavant.

L'effet de phytostimulation des souches PGPR testées affirme non seulement leur aptitude à promouvoir la croissance des plantes mais aussi leur aptitude de s'adapter à des environnements différents (sol et génotype végétal).

- **Effet du génotype végétal**

Les gains exprimés restent variables et dépendants des caractéristiques morphologiques de développement des plantes. En effet, ces gains étaient mieux appréciables chez les plants de tomate que ceux du haricot. Cette différence d'un génotype végétal à l'autre peut être en relation avec l'origine végétale d'isolement de la souche bactérienne. Plusieurs auteurs ont confirmé des adaptations différentielles des PGPR vis-à-vis des espèces hôtes différentes. Un haut niveau de spécificité a été rapporté entre les plantes et les génotypes PGPR (Bashan et al., 1989; Dobbelaere et al., 2002). C'est l'explication qu'ont donné certains auteurs pour les différences observées entre la réponse du blé de printemps et d'hiver, après leur inoculation par les mêmes souches PGPR (Germida et Walley, 1996).

Les plantes possèdent des génomes relativement stables et de ce fait contribuent étroitement dans la réussite de l'action des PGPR (Tikhonovich et Provorov, 2007).

- **Effet de périodes d'évaluation de la phytostimulation**

Ces gains sont étroitement liés aussi aux périodes de mensuration caractérisant les stades phénologiques. Les gains de la promotion de croissance sont plus appréciables aux premières périodes. Certains auteurs ont rapporté l'efficacité des PGPR notamment aux stades juvéniles, correspondant aux situations physiologiques de la plante. Toutefois, d'autres études rapportent que la phytostimulation peut s'induire à différents stades phénologiques, tel est le cas sur les plants de coton par *P. fluorescens* ayant montré des réponses que ce soit en stade végétatif comme en stade de floraison (Marimuthu et al., 2002).

- **Effet de souche rhizobactérienne**

La comparaison des gains induits par nos souches testées montre que les différences ne sont pas significatives, pourtant il a été souvent rapporté que les souches de *Pseudomonas* spp fluorescents sont plus performantes, notamment en termes de biocontrôle.

La comparaison des gains obtenus par la bactérisation individuelle des souches C7R12 et BS révèlent des résultats similaires. L'étude de Adesemoye et al., en (2008) a confirmé une phytostimulation de croissance similaire entre l'utilisation de *B. subtilis* et *P. aeruginosa* représentants de leur genres. Aucune différence significative n'a été observée entre l'utilisation individuelle de ces deux souches.

Puisque il s'agit de phytostimulation, les mécanismes d'action impliqués sont différents et restent dépendants des caractéristiques de chaque souche. Depuis leur apparition, des souches PGPR modèles ont été choisies pour leur capacité à biostimuler la croissance des plantes et à les protéger contre les agents pathogènes telluriques. Parmi ces modèles, la souche C7R12 appliquée dans plusieurs études dans le monde, qui possède en outre un système de sécrétion de type III (T3SS), système connu pour permettre une interaction cellulaire directe entre eucaryotes et procaryotes (Mazurier et al., 2004).

Bacillus subtilis est l'un des microorganismes les plus dominants dans le sol et dans le microécosystème des plantes (Domenech et al., 2006). Wulff et al., (2003) ont pu démontré que *B. subtilis* a l'aptitude de coloniser endophytiquement les tissus de *Brassicas* et promouvoir sa croissance et son développement. *Bacillus* possède aussi l'aptitude de former des endospores résistantes lors de fortes températures et de la dessiccation. Il peut être relativement plus souple que les *Pseudomonas*, surtout que ces spores peuvent conserver leur

viabilité pendant de longues périodes de stockage ou dans le sol (Yong et *al.*, 1995 ; Kim et *al.*, 1997). Les spores peuvent être facilement formulées et possèdent une viabilité élevée par rapport aux cellules végétatives (Bochow, 1995).

L'appartenance de souches bactériennes étudiées à deux genres bactériens différents *Pseudomonas* à Gram négatif et *Bacillus* à Gram positif (Rajendra et *al.*, 1994) est une source de variation pouvant expliquer la différence du comportement de ces souches et de leur combinaison au sein de notre expérimentation. La paroi cellulaire bactérienne est la première structure cellulaire à prendre contact avec les ions externes. Certains auteurs ont rapporté une capacité d'adsorption des ions Cu(II) chez *B. subtilis* supérieure à celle enregistré chez *P. putida*, attribué principalement à la couche de peptidoglycane de la paroi cellulaire qui est plus épaisse. Ceci fournit plus de groupes fonctionnels acides (Kulczycki et *al.*, 2002). Le facteur sigma AlgU (responsable du contrôle de la production des exopolysaccharides) est un facteur déterminant dans l'adaptation de *P. fluorescens* aux conditions sèches accompagnée d'une hyperosmolarité, deux grands facteurs de stress qui limitent la survie des bactéries dans l'environnement. Les bactéries comme *P. fluorescens* peuvent survivre dans des conditions sèches et hyperosmolarisées. (Schnider et *al.*, 2001).

Divers mécanismes tels que la complexation, la coordination, la chélation, l'échange d'ions et la précipitation des métaux ont été proposés (Pradhan et *al.*, 2007; Fang et *al.*, 2009). Ceci suggère l'influence de cette structure sur les échanges bactériens avec leur environnement ainsi que leurs interactions avec la plante hôte. Ces interactions se régulent même à l'échelle populationnelle chez la même espèce bactérienne, surtout que leur action ne soit en considération au niveau rhizosphérique que sous forme de biofilm, phénomène qui fait intervenir différentes composantes de la paroi bactérienne (Bariusso et *al.*, 2008).

La combinaison des souches C7R12+BS a permis de constater des effets complémentaire et même synergiques. Selon Domenech et *al.*, (2006) la combinaison de microorganismes donne des résultats meilleurs que leur utilisation individuelle, due probablement aux différents mécanismes impliqués. L'utilisation des PGPR peut apparaître plus performante par leur combinaison avec d'autres microorganismes bénéfiques, tels que les mycorhizes, ou l'application d'une triple inoculation (AM fungi, rhizobia et PGPR) à la légumineuse *Anthyllis cytisoides* qui procuré plus de gains en biomasse.

Les mécanismes précis par lesquelles la combinaison de plusieurs agents microbiens procure des augmentations de promotion de la croissance des plantes, du biocontrôle et de l'ISR ne sont pas totalement élucidés malgré qu'un grand nombre d'hypothèses a été proposé incluant l'action synergique des métabolites antifongiques comme les antibiotiques et les enzymes hydrolytiques (Paulitz *et al.*, 1990; Duffy et Weller, 1995; Duffy *et al.*, 1996; Pieterse *et al.*, 2002).

La co-inoculation de rhizobactéries promotrices de la croissance végétale est considérée comme une approche innovatrice de l'amélioration des rendements et de la qualité (Janisiewicz, 1996; Marimuthu *et al.*, 2002). Ce type d'action peut constituer une alternative aux introductions de gène dans les plantes par génie génétique (Janisiewicz, 1996).

Plusieurs études rapportent des cas d'incompatibilité de souches PGPR selon les géotypes végétaux et vis-à-vis des agents pathogènes. Ceci peut être surmonté par la combinaison de plusieurs souches et même de différentes espèces (Domenech *et al.*, 2006).

- **Effet de la microflore indigène**

La microflore autochtone présente dans la rhizosphère influence considérablement le développement et la croissance des plantes et peut même influencer les effets des souches PGPR. Dans notre expérimentation, la microflore indigène (sol naturel) a influencé négativement la croissance des plantes par rapport aux témoins ainsi que la promotion de leur croissance par les rhizobactéries utilisées. De ce fait, l'élimination de cette microflore par la désinfection (sol désinfecté) semble favoriser plus l'installation des PGPR introduits sur les racines des plants du haricot et de la tomate. Loon *et al.* (2007) a rapporté des comportements différents de rhizobactéries en conditions non-stériles par rapport aux conditions stériles.

Les écarts entre les paramètres de croissance mesurés chez les plants bactérisés et les témoins non bactérisés sont plus importants dans le sol naturel. Ceci laisse suggérer qu'en plus des effets directs de la phytostimulation, les PGPR sont capables d'inhiber la croissance des microorganismes afin d'occuper l'espace et d'en bénéficier mieux des nutriments disponibles. Plusieurs auteurs ont mis en évidence de multiples mécanismes tels que l'antibiose où les souches de *Pseudomonas* et de *Bacillus* sont capables de synthétiser des molécules antimicrobiennes, puisque la compétition, la disponibilité des éléments nutritifs sont déjà un facteur limitant et conditionnel pour les activités rhizobactériennes.

En sol naturel, la longueur des racines s'est avérée plus importante qu'en sol désinfecté. Ceci peut être le résultat de l'adaptation de la plante à cet état de compétition afin d'atteindre plus de nutriments et de rentrer en concurrence avec les microorganismes existants.

Selon Silo-Suh et *al.*, (1994), *Bacillus* spp peuvent produire des métabolites qui affectent la microflore de la rhizosphère, en fournissant un environnement hostile à la microflore autochtone. Masalha et *al.*, (2000) ont rapporté que les plantes cultivées dans des systèmes sol non stérile, étaient meilleures en termes de nutrition en fer que celles cultivées dans des conditions stériles. Leurs données ont souligné le rôle de la communauté microbienne sur la nutrition des plantes en fer.

- **Effet de paramètres d'évaluation de la phytostimulation**

C'était toujours difficile de mettre en évidence les effets de phytostimulation par le choix de la période ou le paramètre. Nous avons retenu que les effets phytostimulateurs des PGPR utilisés dans notre étude n'ont pas influencé significativement les paramètres de développement relatifs à la forme et à la structure végétale, telles que la hauteur et le diamètre des tiges. Des études de phytostimulation réalisées sur la fève ont montré des résultats similaires où la bactérisation par des PGPR n'a pas induit des effets phytostimulateurs sur ces paramètres (Ousserir, 2009). Cependant, ces effets sont plus exprimés en paramètres physiologiques: à l'exemple de la teneur en chlorophylle. Les effets de phytostimulation en termes de biomasses fraîches des parties aériennes ont été aussi notables que ce soit pour les plants de tomate ou les plants de haricot.

- **Taux de levée**

Le suivi de la levée des plants du haricot et de la tomate nous a permis d'enregistrer des cinétiques de levée plus rapides chez les plants bactérisés quelque soit le sol utilisé. Plusieurs études ont confirmé l'implication des PGPR dans l'amélioration de la levée (Benchabane, 2005 ; Chennaoui, 2007). Adesemoye et *al.*, (2008) ont enregistré des taux de levée de plants de tomate bactérisés par *B. subtilis* (90%) et *P. aeruginosa* (90%) supérieures aux témoins (60%) en conditions de sol naturel. Ashrafuzzaman et *al.*, (2009) ont montré que la bactérisation du coton par des PGPR a induit des taux de levée supérieurs de 2,3 à 14,7% par rapport à leurs témoins bactérisés.

La sécrétion de quelques métabolites (hormones et enzymes) qui peuvent être impliqués dans la germination pourrait être l'explication de cet effet bénéfique. En sol naturel, la cinétique est meilleure par rapport au sol désinfecté. Les rhizobactéries testées peuvent agir comme inhibiteur des effets délétères de la microflore indigène.

Durant notre expérimentation, nous avons noté des gains appréciables sur l'ensemble des paramètres relatifs à la partie racinaire. Les PGPR influencent considérablement le développement du système racinaire et contribuent à l'augmentation de sa biomasse ainsi que sa longueur. Plusieurs études ont mis en évidence des augmentations de biomasses et de longueurs racinaires stimulés par les PGPR. Le conteneur utilisé dans notre expérimentation peut être aussi responsable du non signification de l'augmentation de la longueur racinaire. Il a été rapporté que les PGPR sont capables d'aider la plante dans l'absorption des éléments nutritifs surtout en cas de carence en phosphore ce qui peut inhiber l'élongation de la racine primaire et stimule celle des racines secondaires ainsi que la formation de poils absorbants (Raghothama et Karthikeyan, 2005),

Un bon développement racinaire conduit lui-même à une augmentation de la matière fraîche aérienne totale. Felici et *al.*, (2008) ont mis en évidence l'efficacité de la souche *B. subtilis* dans la phytostimulation de la tomate après 45 jours de plantation en conditions contrôlées où des gains notables sont enregistrés en biomasse sèche des tiges et des racines. La longueur des tiges est aussi significativement différente de ceux du témoin.

Les taux de phosphore enregistrés chez les plants bactérisés ont été aussi meilleurs que chez les témoins correspondants non bactérisés. Gamalero et *al.*, (2004) ont confirmé que l'inoculation des plants de tomate par des souches de *Pseudomonas fluorescens* (92, P190) a conduit à la stimulation de leur croissance et à la modification de leur architecture racinaire, accompagnée de l'amélioration de l'acquisition du phosphore au niveau des feuilles.

Les augmentations en pois sec observées dans cette étude sont aussi rapportées par plusieurs auteurs tels que De Freitas et Germida, (1990). Plusieurs mécanismes promus par les PGPR sont impliqués dans l'augmentation des poids secs totaux comme la solubilisation du P (Cattelan et *al.*, 1999), les sidérophores (Kumar et Dube, 1992; Yasmin et *al.*, 2009) et la production de phytohormones (Glick et *al.*, 1998). Plusieurs auteurs ont rapportés l'efficacité des *Pseudomonas* et *Bacillus* dans la solubilisation du phosphore (Venkateswarlu et *al.*, 1984; Cattelan et *al.*, 1999; Khan et *al.*, 2007).

- **Mécanismes d'action**

Sindhu et ses collaborateurs en (2010) ont rapporté que les associations bénéfiques des PGPR aux plantes facilitent la croissance de ces dernières en améliorant la nutrition des cultures, secrétant les hormones stimulantes la croissance de plantes, produisant des métabolites secondaires où même de la résistance aux polluants environnementaux. Les bactéries de la rhizosphère fournissent aussi de l'azote fixé biologiquement, solubilise le phosphore lié et peuvent fournir pour les plantes d'autres nutriments tel que le soufre, le potassium et le fer. Par conséquent, ces effets phytobénéfiques réduisent l'exigence des fertilisants chimiques pour la productivité des cultures. En outre, certains PGPR sont utilisés pour rédimier la toxicité des métaux et des substances toxiques organiques soit par la stimulation de la dégradation microbienne des polluants dans la rhizosphère, soit par l'absorption des polluants par les plantes (Esitken et *al.*, 2005).

La promotion de la croissance peut être le résultat de l'amélioration de l'acquisition de nutriments ou de la stimulation hormonale. La suppression des maladies peut se réaliser avec l'antagonisme microbien ou l'induction de la résistance systémique chez la plante. Plusieurs souches bactériennes se sont avérées efficaces en tant que promotrices de la croissance végétale, par la stimulation de la croissance et l'induction de la résistance systémique. Mais il demeure encore difficile de dissocier ces mécanismes pour situer l'implication individuelle (Loon, 2007).

Puisque le sol utilisé dans cette expérimentation est à pH neutre, il est fort probable que le fer présent est insoluble. Pour faire face à cette faible solubilité de fer, les souches PGPR sont capables de synthétiser des chélateurs de Fe^{3+} extracellulaires, des sidérophores en réponse à ce stress de faible teneur en fer (Neilands and Nakamura, 1991). Elles synthétisent différents types de sidérophores qui sont impliqués non seulement dans la phytostimulation de plantes mais aussi dans la suppression des maladies (Leong 1986). Les différentes catégories de sidérophores produits par les PGPR incluent les catechols, les hydroxamates, les pyoverdines, les pyochelines, les cepabactines, les schizokinènes et quelques autres types comme l'azotocheline, la rhizobactine, l'acide anthranilique et l'azotobactine (Sindhu et *al.*, 2010).

Les augmentations significatives des teneurs en chlorophylle peuvent être corrélées à la meilleure absorption des nutriments due à la contribution des PGPR dans le piégeage des

ions du fer à travers la synthèse de différents sidérophores, puisque le fer joue un rôle majeur dans la synthèse de la chlorophylle et des protéines impliquées dans ce processus. Ainsi qu'elles participent dans l'amélioration de l'absorption du manganèse (Mn) et le zinc impliqués dans la production d'oxygène moléculaire lors de la photosynthèse (Parent et Rivest, 2003 ; Comeau et *al.*, 2006).

Les exopolysaccharides (EPS) sont des composants importants de la paroi cellulaire bactérienne (Beveridge et Fyfe, 1985; Parikhet Chorover, 2006) qui pouvant améliorer la capacité d'adsorption des ions Cu(II). Un effet de promotion plus remarquable a été observé chez les cellules de *B. subtilis* par rapport à celles de *P. putida*. Des mécanismes liant le Cu(II) ont été trouvés et des groupes de carboxyle et de phosphate sont responsables de l'adsorption du Cu(II) (Fang et *al.*, 2011).

Les hormones synthétisées par les PGPR sont aussi d'importants facteurs contribuant à la phytostimulation des plantes bactérisées. Certains auteurs ont observé une augmentation générale de la teneur en hormones chez les plantes bactérisés par des souches de *B. subtilis*. Ils suggèrent que le changement de la teneur en hormones est le résultat de l'effet indirect de ces bactéries sur l'aptitude de ces plantes elles mêmes de produire des cytokinines (zeatine riboside (ZR), dihydrozeatinriboside (DHZR) et isopentenyladenosine (iPA)) et autres hormones comme l'AIA et l'acide abscissique. Un effet de phytostimulation important est observé chez plusieurs aspects de la croissance des plantes en synergie avec l'augmentation de la teneur des hormones, ce qui suggère que la réponse de la croissance est influencée par les changements hormonaux (Arkhipova et *al.*, 2005). Felici et *al.*, (2008) ont mis en évidence la synthèse de l'auxine par la souche *B. subtilis* 101 dans des essais *in vitro*.

Nous avons utilisé dans notre expérimentation une plante légumineuse, ce qui fait intégrer un autre phénomène : la nodulation. L'inoculation des légumineuses par des PGPR a été souvent trouvée dans l'augmentation des propriétés symbiotiques, la biomasse de plantes sous conditions sous-serre ou en conditions plein champs (Sindhu et *al.*, 2010). *Bacillus subtilis* est connu déjà par sa synthèse d'un facteur nommé facteur F impliqué dans le déclenchement de la nodulation. En outre, certaines plantes (y compris les légumineuses) régulent leurs fonctions PGPR par l'exsudation de signaux spécialisés à partir des racines qui imitent les régulateurs de bactéries "quorum sensing" requis pour la colonisation des racines et des activités antifongiques (Teplitski et *al.*, 2000).

Il a été rapporté aussi que la coinoculation de PGPR avec des souches de *Rhizobium* améliorent considérablement la croissance des légumineuses où des souches de *Pseudomonas* fluorescentes ont été isolées de sols indiens et suédois et de souches de *Rhizobium leguminosarum* bv. *Viceae* isolées de sols suédois améliorent la croissance du pois cv. *Capella* (Dileep Kumar et al., 2001). Dans une étude similaire Goel et al., (2002) ont observé que la coinoculation des souche MRS23 et CRP55b de *Pseudomonas* et la souche Ca181 de *Mesorhizobium* sp. *cicer* augmentent la formation de nodules de 68.2 à 115.4% par rapport à l'inoculation individuelle de la souche *Mesorhizobium* sous des conditions contrôlées. Ousserir, (2009) a montré l'effet bénéfique que rapportent des souches de *Pseudomonas* en interaction avec des souches de *Rhizobium*.

Dans plusieurs études *Pseudomonas fluorescens* et *Bacillus subtilis* ont été aussi signalé comme agents de biocoûtrole des agents pathogènes (Peighami-Ashnaei et al., 2009). Il n'est pas évident de séparer la promotion de la croissance de plantes et la lutte biologique induites par l'inoculation de rhizobactéries (Lugtenberg et al., 1991; Bloemberg et Lugtenberg, 2001). Des souches bactériennes sélectionnées initialement pour leur antibiose *in vitro* dans le cadre du biocontrôle ont souvent montré la promotion de croissance des plantes hôtes en absence de cibles pathogènes (Sindhu et al., 1999; Goel et al., 2002).

ACC deaminase secrétés par plusieurs PGPR peut agir avec d'autres mécanismes de biocontrôle dans la réduction de symptômes sans avoir un effet sur la densité des populations du pathogène (Wang et al., 2000).

Les PGPR peuvent contribuer dans la promotion de la croissance des plantes par des mécanismes directs, telle que l'élicitation de la résistance induite (Ryu et al., 2007). Elles sont aussi capables d'immuniser les plantes par le phénomène de l'induction de résistance systémique (ISR). Ceci constitue une stratégie prometteuse dans la lutte biologique contre les maladies des cultures, elles leur permettraient de mieux se défendre vis-à-vis des attaques ultérieures des microorganismes pathogènes (Jourdan et al., 2008). Différentes molécules électrices de défense présentes chez les plantes ont été mis en évidence chez *Pseudomonas fluorescens* telles que les pyoverdines (Höfte et al., 2007), l'acide salicylique, la pyocheline (Audenaert et al., 2002), Massetolide A (Tran et al., 2007). De même la surfactine, la fengycine (Ongena et al., 2007) et le butandiol (Ryu et al., 2004) sont aussi des molécules responsables de l'ISR chez *Bacillus subtilis*.

- **Colonisation racinaire**

La colonisation racinaire ainsi que l'étude de la dynamique des populations dans le sol et sur les racines, nous a permis de constater une bonne colonisation racinaire et compétence rhizosphérique qui dépasse 10^9 CFU/g de sol, alors que Scher et *al.*, (1984) rapportent qu'une densité de 10^3 CFU/g de sol est suffisante pour indiquer une bonne compétence rhizosphérique et avoir un effet bénéfique notable sur la croissance des plantes. Felici et *al.*, (2008) ont mis en évidence une bonne compétence rhizosphérique du *B. subtilis* (5,5-6,6 Log CFU/g de sol) après introduction de (10^6 CFU/ graine) au début de l'expérimentation. Les études de Chennaoui, (2007) et Ousserir (2009) ont montré une bonne colonisation racinaire et compétence rhizosphérique par des souches de *Pseudomonas fluorescens* en fin d'expérimentation.

La colonisation racinaire comprend la capacité des bactéries à s'établir sur ou dans les racines des plantes, se propager, survivre et se disperser au long du système racinaire en présence de la microflore indigène (Peter et *al.*, 2007). Cependant, la réaction des plantes à leur colonisation racinaire par des rhizobactéries se traduit par l'augmentation de la sécrétion des exsudats. La quantité et la composition de ces exsudats racinaires varie en fonction du stade de développement de la plante (Phillips et *al.*, 2004).

La colonisation racinaire est influencée par un nombre de facteurs biotiques et abiotiques limitant le succès des PGPR (Podile et Krishna, 2006). Tokuda et *al.*, (2003) ont montré que la colonisation du sol par *Bacillus subtilis* peut être influencée par les sources nutritionnelles présentes dans le sol par exemple une source de carbone facilement métabolisé comme le glucose et une température d'incubation de 15 à 25 °C.

La compétence rhizosphérique est un élément clef dans la réussite des activités phytostimulatrices des PGPR. Une bonne colonisation affirme une meilleure occupation des surfaces racinaires et donc une meilleure interaction plante-rhizobactérie à travers les différentes voies de signalisations impliquées entre ces deux êtres vivants appartenant à des classements taxonomiques radicalement différents, l'un est eucaryote alors que le second est procaryote (Quinones et *al.*, 2004). Il est largement reconnu que les bactéries trouvées dans les milieux naturels persistent en association avec les surfaces en formant des biofilms (Davey et O'Toole, 2000). La formation du biofilm chez *B. subtilis* est un processus complexe

incluant la sécrétion de surfactine et d'un lipopeptide agissant comme agent antimicrobien (Harsh et *al.*, 2004).

Il est à savoir que les communautés microbiennes endémiques sont stables, par contre une plasticité caractérise les microbes introduits qui ne sont capables d'occuper qu'une très petite niche. Le matériel génétique chez les microbes est très dynamique et par conséquent les souches introduites dans les écosystèmes naturels peuvent rapidement perdre leurs effets bénéfiques. Il existe aussi une coopération dans la rhizosphère (Barea et *al.*, 2005) telles que les associations synergiques de différents microbes (Artursson et *al.*, 2006; Barea et *al.*, 2005). La sélection de souches PGPR dépend largement de leurs activités promotrices comme la production de l'AIA et des sidérophores, la solubilisation du P et l'inhibition des microorganismes pathogéniques. Cependant la présence de l'un ou de tous ces caractères ne les qualifie pas comme PGPR pour une culture particulière ou une gamme d'espèces végétales.

- **Perspectives**

A nos jours, les études sont plus accentuées en laboratoire avec le développement vécu en génomique, en protéomique et en métabolomique. Les PGPR devraient encore être évaluées comme des composantes de l'approche gestion intégrée des nutriments (Adesemoye et *al.*, 2010).

L'importance de cette voie biotechnologie en agriculture ne réside pas uniquement dans le fait d'utiliser un être vivant mais elle a des répercussions bénéfiques majeures sur l'homme et sa santé, puisque elle aide dans la diminution de l'utilisation des produits chimiques comme les biofertilisants, les suppléments et les pesticides chimiques. Des effets notables en agriculture en raison des gains qu'elle pourra rapporter au rendement des cultures. Aussi, elle peut assurer le biocontrôle de quelques agents pathogènes telluriques difficiles à les contrôler par voie chimique. Le plus important bénéfice des PGPR est leur contribution dans le maintien de l'écologie et leur contribution à l'agriculture durable et respectueuse de l'environnement.

Malgré le grand nombre d'études réalisées dans le monde sur ces microorganismes bénéfiques à la croissance et à la protection des plantes, en laboratoire et *in-situ* afin d'étudier les différents mécanismes et phénomènes impliqués dans l'activité de ces PGPR ; d'autres

mécanismes ne sont pas encore mis en évidence afin d'expliquer le comportement de ces rhizobactéries dans la rhizosphère et en interaction avec la plante hôte.

En Algérie, nous n'avons pas encore introduit les PGPR à l'échelle industrielle. Néanmoins, une bonne maîtrise de cette biotechnologie est nécessaire avant d'arriver aux étapes d'applications. Une utilisation régulière et étudiée est requise, pour ne pas contribuer à une sélection massive de souches bactériennes ou fongiques résistantes aux antibiotiques secrétés par les PGPR introduites. Cette suggestion est le fait de l'aptitude bactérienne du sol à la modulation de l'expression des cibles cibles d'antibiotiques, ainsi que la plasticité génétique des bactéries qui leur permet de transférer des gènes de résistance *via* les différents modes de transfert du matériel génétique bactérien.

Pour une meilleure exploitation de ce type de souches PGPR et afin d'approfondir nos connaissances sur les mécanismes d'actions et réactionnels, il est nécessaire d'accompagner les études expérimentales par des approches : génomiques (micropuces, PCR, empreintes digitales, ADNc, kit *Pseudomonas*). Approfondir nos connaissances sur la colonisation racinaire, facteur clef dans l'interaction des rhizobactéries avec la plante et l'environnement. Ainsi que l'étude des résistances des souches aux différents types de stress, notamment ceux relatifs au sol (stress hydrique, salinité.). Ce genre d'études ne peut se faire qu'avec les nouvelles investigations appliquées (génomique, protéomique et bioinformaique) nécessitant de modélisations informatisées appropriées pour réduire le volume des expérimentations.

CONCLUSION GENERALE

CONCLUSION

L'application de souches rhizobactériennes de *Pseudomonas fluorescens* C7R12 et *Bacillus subtilis* BS individuellement ou en combinaison sur les deux génotypes végétaux utilisés le haricot (var. Djadida) et la tomate (var. Saint Pierre), nous a permis d'évaluer les activités phytostimulatrices de ces deux souches. Une différence significative a été enregistrée entre les plants bactérisés et leurs témoins respectifs. Des gains notables sont notés en paramètres de croissance et physiologiques et sur la teneur en phosphore. Durant toutes les périodes étudiées et en fonction du type de sol utilisé (sol naturel et désinfecté), du génotype et de la souche bactérienne testée l'effet est différentiel. Les données enregistrées traduisent la complexité des phénomènes impliqués dans cette interaction plante hôte- rhizobactéries et sol.

Nous avons pu affirmer l'influence négative de la microflore autochtone du sol naturel et des différences significatives ont été notées. Cependant, les gains sont plus appréciables en sol naturel, où les gains ont atteint 46,98% par rapport à 19,27% en sol désinfecté. Ce constat peut traduire l'efficacité des rhizobactéries, encore meilleure et déjà prouvé en conditions de stress (flore indigène), puisque ces rhizobactéries font intervenir des mécanismes d'actions liées au métabolisme secondaire dans la promotion de la croissance des plantes.

Des augmentations appréciables sont obtenues en biomasses fraîches et sèches chez les parties aériennes et racinaires des plants. Des gains similaires sont enregistrés en teneur de chlorophylle et en phosphore, résultant des effets de la bactérisation par les souches C7R12 et BS ainsi que leur combinaison qui a donné les meilleurs résultats. Ceci indique l'efficacité de la stimulation de la croissance des plantes hôtes et l'efficacité de la combinaison de plusieurs souches PGPR dans le même essai. Ce dernier constat est le résultat des différents mécanismes impliqués chez les différentes souches et la variabilité des microorganismes.

Le présent travail nous a permis de constater une adaptation variable des souches en fonction du génotype végétal. Le comportement des rhizobactéries n'était pas le même entre les deux génotypes végétaux utilisés (tomate et haricot).

Au terme de notre travail, nous avons enregistré que les meilleures performances ont concernés le plus souvent les paramètres de croissance, physiologiques et la teneur en

phosphore alors qu'aucun effet significatif n'a été enregistré pour les paramètres morphologiques.

Cette étude permet de constater un comportement plus ou moins hétérogène durant les périodes d'étude. Ceci est le résultat de la complexité des interactions entre la plante hôte et les rhizobactéries, surtout après les stades juvéniles et implication des autres phénomènes, telle que la nodulation chez le haricot.

L'étude de la colonisation racinaire et de la compétence rhizosphérique a révélé une colonisation racinaire importante, puisque les taux sont moyennement supérieures à 10^9 CFU/g de sol ou /g de racines. Ce constat permet d'affirmer la réussite de la bactérisation des plants de tomate et de haricot.

Les résultats obtenus affirment les effets bénéfiques induits par les souches *Pseudomonas fluorescens* C7R12 et *Bacillus subtilis* BS, surtout lors de leur application en combinaison. A travers différents mécanismes et différentes interactions avec la plante hôte, les PGPR sont capables de coloniser les racines et occuper la rhizosphère adjacente, ce qui leur permettra d'interagir avec les exsudats racinaires, qui sont eux même une source de sélection pour les PGPR.

En raison de la complexité relationnelle entre les microorganismes et les effets de phytostimulation, il est recommandé d'approfondir les connaissances sur les systèmes de communication des rhizobactéries entre elles, régissant les aspects populationnels de ces rhizobactéries et leurs interactions avec les génotypes végétaux. La compréhension des voies de signalisation est un critère indispensable pour garantir la pérennité et l'efficacité des effets phytobénéfiques recherchés. L'ensemble des connaissances que nous pourrions acquérir permettent mieux de réussir les étapes de bioformulation et d'application sur terrain.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Adesemoye O., Obini M. et Ugoji E.O., 2008a.** Comparison of plant growth-promotion with *Pseudomonas aeruginosa* and *Bacillus subtilis* in three vegetables. *Brazilian Journal of Microbiology*, vol. 39, p.p. : 423-426.
2. **Adesemoye A.O., Torbert H.A. et Kloepper J.W., 2008b.** Enhanced plant nutrient use efficiency with PGPR and AMF in an integrated nutrient management system. *Canadian Journal of Microbiology*, vol. 54, p.p. : 876-886.
3. **Adesemoye A.O., Torbert H.A. et Kloepper J.W., 2009.** Plant growth-promoting rhizobacteria allow reduced application rates of chemical fertilizers. *Microb. Ecol.*, vol. 58, p.p. : 921-929.
4. **Adesemoye A.O., Torbert H.A. et Kloepper J.W. 2010.** Increased plant uptake of nitrogen from ¹⁵N-depleted fertilizer using plant growth-promoting rhizobacteria. *Applied Soil Ecology*, vol. 46, p.p. : 54-58.
5. **Agasimani C.A., Mudalagiriappa M.V. et Sreenivasa M.H., 1994.** Response of groundnut to phosphate solubilizing microorganisms. *Groundnut News*, vol. 6, p.p. : 5-7.
6. **Ahmad I., Pichtel J. et Hayat S., 2008.** *Plant-Bacteria Interactions: Strategies and Techniques to Promote Plant Growth*. Germany, 310 p.
7. **Alvarez A.M., Benedict A.A., Mizumoto C.Y., Hunter J.E. et Gabriel D.W., 1994.** Serological, pathological, and genetic diversity among strains of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* infecting crucifers. *Phytopathology*, vol. 84, p.p. : 1449-1457.
8. **Anderson A.J. et Guera D., 1985.** Response of bean to root colonization with *Pseudomonas putida* in a hydroponic system. *Phytopathology*, vol. 75, p.p. : 992-995.
9. **Antoun H. et Kloepper J.W., 2001.** Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR). *In* : *Encyclopedia of Genetics*. **Brenner S. et Miller J.H.** Academic Press, New York, p.p. : 1477-1480.
10. **Antoun H. et Prevost D., 2005.** Ecology of plant growth promoting rhizobacteria. *In*: **Siddiqui Z.A.** *PGPR: Biocontrol and Biofertilization*. Springer, Dordrecht, p.p. : 1-38.
11. **Arkipova T.N., Prinsen E., Veselov S.U., Martinenko E.V., Melentiev A.I. et Kudoyarova G.R., 2007.** Cytokinin producing bacteria enhance plant growth in drying soil. *Plant Soil*, vol. 292, p.p. : 305-315.
12. **Arnon D.I., 1949.** Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidases in *Beta vulgaris*. *Plant Physiol.* vol. 24, p.p. : 1-15.
13. **Arkipova T.N., Veselov S.U., Melentiev A.I., Martynenko E.V. et Kudoyarova G.R., 2005.** Ability of bacterium *Bacillus subtilis* to produce cytokinins and to influence the growth and endogenous hormone content of lettuce plants. *Plant Soil*, vol. 272, p.p. : 201-209.
14. **Arora N.K., Khare E., Naraian R. et Maheshwari D.K., 2008.** Sawdust as a superior carrier for production of multipurpose bioinoculant using PGP rhizobial and

pseudomonad strains and their impact on productivity of *Trifolium vavansae*. *Current Science*, vol. 95, n. 1, p.p. : 90-94.

15. **Arora N.K., Khare E., et Maheshwari D. K., 2010.** Plant Growth Promoting Rhizobacteria: Constraints in Bioformulation, Commercialization, and Future Strategies. *In*: Plant growth and health promoting bacteria, microbiology monographs 18. **Dekameheshwari D.K.** Springer, Berlin. p.p. : 97-116.
16. **Arshad M. et Frankenberger W.T. J., 1991.** Microbial production of plant hormones. *Plant Soil*, vol. 133, p.p. : 1-8.
17. **Artursson V., Finlay R.D. et Jansson J.K., 2006.** Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for stimulating plant growth. *Environmental Microbiology*, vol. 8, p.p. : 1-10.
18. **Asaka O. et Shoda M., 1996.** Biocontrol of *Rhizoctonia solani* damping-off of tomato with *Bacillus subtilis* RB14. *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 62, p.p. : 4081-4085.
19. **Ash C., Farrow J.A.E., Walkbanks S. et Collins M.D., 1991.** Phylogenetic heterogeneity of the genus *Bacillus* revealed by comparative analysis of small subunit – ribosomal RNA sequences. *Letters in Applied Microbiology*, vol. 13, p.p. : 202-206.
20. **Ashrafuzzaman M., Akhtar F.H., Razi M.I., Anamul M.H., Zahurul M.I., Shahidullah S.M. et Sariah M., 2009.** Efficiency of plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) for the enhancement of rice growth. *African Journal of Biotechnology*, vol. 8, p.p. : 1247-1252.
21. **Audenaert K., Pattery T., Cornelis P. et Höfte M., 2002.** Induction of systemic resistance to *Botrytis cinerea* in tomato by *Pseudomonas aeruginosa* 7NSK2: Role of salicylic acid, pyochelin, and pyocyanin. *Mol. Plant-Microbe Interactions*, vol. 15, p.p. : 1147-1156.
22. **Aydin A., Tusan M. et Sezen Y., 1997.** Effect of sodium salt on growth and nutrient uptake of spinach (*Spinacea oleracea*) and bean (*Phaseolus vulgaris*). *In*: **Bouزيد S. et Rahmoune C., 2012.** Enhancement of Saline Water for Irrigation of *Phaseolus vulgaris* L. Species in Presence of Molybdenum. *Procedia Engineering*, vol 33, p.p. : 168-173.
23. **Bais H.P., Fall R. et Vivanco J.M., 2004.** Biocontrol of *Bacillus subtilis* against infection of Arabidopsis roots by *Pseudomonas syringae* is facilitated by biofilm formation and surfactin production. *Plant Physiology*, vol. 134, p.p. : 307-319.
24. **Barea J.M., Pozo M.J., Azcón R. et Azcón A.C., 2005.** Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, vol. 56, p.p. : 1761-1778.
25. **Barriuso J., Beatriz Solano R., Lucas J. A., Probanza Lobo A., García-Villaraco A. et Gutiérrez Mañero F. J., 2008.** Ecology, Genetic Diversity and Screening Strategies of Plant Growth Promoting Rhizobacteria (PGPR). *In*: Plant-Bacteria Interactions. Strategies and Techniques to Promote Plant Growth. **Ahmad I., Pichtel A. J. et Shamsul H.** Weinheim, p.p. : 1-17.
26. **Bashan Y., Ream Y., Levanony H. et Sade A., 1989.** Nonspecific responses in plant growth, yield, and root colonization of noncereal crop plants to inoculation with *Azospirillum brasilense*. *Cd. Can. J. Bot.*, vol. 67, p.p. : 1317-1324.

27. **Bashan Y., 1998.** Inoculants of plant growth-promoting bacteria for use in agriculture. *Biotechnology Advances*, vol. 16, p.p.: 729-770.
28. **Bashan Y. et de-Bashan L.E., 2005.** Bacteria. *In: Encyclopaedia of Soils in the Environment*. Elsevier, Oxford. Vol. 1, p.p. : 103-115.
29. **Bauer W.D. et Mathesius U., 2004.** Plant responses to bacterial quorum sensing signals. *Current Opinions in Plant Biology*, vol. 7, p.p. : 429-433.
30. **Benchabane M., 2005.** Caractérisation des effets d'antagonisme Microbienne et De promotion de la croissance végétale de souches de *Pseudomonas* spp. fluorescents. Thèse Doctorat d'état, FSB-UTHB, Alger, 235 p.
31. **Bencheikh-Latmani R. et Leckie J.O., 2003.** Association of uranyl with the cell wall of *Pseudomonas fluorescens* inhibits metabolism. *Geochim. Cosmochim. Acta*, vol. 67, p.p. : 4057–4066.
32. **Bender C.L., Rangaswamy V. et Loper J., 1999.** Polyketide production by plant-associated pseudomonads. *Annu. Rev. Phytopathol.*, vol. 37, p.p. : 175–196.
33. **Ben-Oussaid N., 1996.** Effets de bactérisation des semences de blé tendre (*Triticum aestivum*) par quatre souches de *Pseudomonas fluorescens* sur la biostimulation de la croissance végétale et le biocontrôle vis-à-vis de *Phytium ultimum*. Mémoire d'ingénieur, Département d'Agronomie-USDB, Blida, 96p.
34. **Beveridge T.J. et Fyfe W.S., 1985.** Metal fixation by bacterial-cell walls. *Can. J. Earth Sci.*, vol. 22, p.p. : 1893–1898.
35. **Bialeski R.L., 1973.** Phosphate pools, phosphate transport and phosphate availability. *Annu. Rev. Plant Physiol.*, vol. 24, p.p. : 225–252.
36. **Bloemberg G.V., O'Toole G.A., Lugtenberg B.J.J. et Kolter R., 1997.** Green fluorescent protein as a marker for *Pseudomonas* spp. *Appl. Environ Microbiol.*, vol. 63, p.p. : 4543–4551.
37. **Bloemberg G.V., Wijffes A.H.M., Lamers G.E.M., Stuurman N. et Lugtenberg B.J.J., 2000.** Simultaneous imaging of *Pseudomonas fluorescens* WCS365 populations expressing three different autofluorescent proteins in the rhizosphere: new perspectives for studying microbial communities. *Mol. Plant-Microbe Interact.*, vol. 13, p.p. : 1170–1176.
38. **Bloemberg G.V. et Lugtenberg B.J.J., 2001.** Molecular basis of plant growth promotion and biological control by rhizobacteria. *Curr. Opin. Plant Biol.*, vol. 4, p.p. : 343–350.
39. **Bochow H., 1995.** Mode of action and practical use of the *Bacillus subtilis* as complex acting bioproduct. *In: Environmental Biotic Factors in Integrated Plant Disease Control*. Manka M. The Polish Phytopathological Society, p.p. : 97–104.
40. **Bossis E., Lemanceau P., Latour X. et Gardan L., 2000.** The taxonomy of *Pseudomonas fluorescens* and *Pseudomonas putida*: current status and need for revision. *Agronomy*, vol. 20, p.p. : 51-53.

41. **Bottner P., Pansu M. et Sallih Z., 1999. Modelling the effect of active roots on soil organic matter turnover. Plant and Soil, vol. 216, p.p. : 15–25.**
42. **Broadbent P., Baker K.F., Franks N. et Holland J., 1977. Effect of *Bacillus* spp. on increased growth of seedlings in steamed and in nontreated soil. Phytopathology, vol. 67, p.p. : 1027–1034.**
43. **Brown M.E., 1974. Seed and root bacterization. Annu. Rev. Phytopatol., vol. 12, p.p.: 181–97.**
44. **Buchenauer H., 1998. Diseases and Protection. Journal of Plant, vol. 105, n. 4, p.p. : 329–348.**
45. **Bullied W.J., Buss T.J. et Vessey J.K., 2002. *Bacillus cereus* UW85 inoculation effects on growth, nodulation and N accumulation in grain legumes: Field studies. Can. J. Plant Sci., vol. 82, p.p. : 291-298.**
46. **Burr T.J., Schroth M.N. et Suslow T., 1978. Increased potato yields by treatment of seedpieces with specific strains of *Pseudomonas fluorescens* and *Pseudomonas putida*. Phytopathology, vol. 68, p.p. : 1377–1383.**
47. **Buysens S., Poppe J. et Hofte M., 1994. Role of siderophores in plant growth stimulation and antagonism by *Pseudomonas aeruginosa* 7NSK2. *In: Improving plant productivity with rhizosphere bacteria. Ryder M.H., Stephens P.M., Bowen G.D.* Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization. Adelaide, Australia, p.p. : 187–189.**
48. **Çakmakçı R., Dönmez F., Aydın A et Sahin F., 2006. Growth promotion of plants by plant growth promoting rhizobacteria under greenhouse and two different field soil conditions. Soil Biol. and Biochem., vol. 38, p.p. : 1482-1487.**
49. **Capper A.L. et Campbell R., 1986. The effect of artificially inoculated antagonistic bacteria on the prevalence of take-all disease of wheat in field experiment. J. Appl. Bacteriol., vol. 60, p.p. : 155–160.**
50. **Cartieaux F., Thibaud M.C., Zimmerli L., Lessard P., Sarrobert C., David P., Gerbaud A., Robaglia C., Somerville S. et Nussaume L., 2003. Transcriptome analysis of *Arabidopsis* colonized by a plant-growth promoting rhizobacterium reveals a general effect on disease resistance. *The Plant Journal*, vol. 36, p.p. : 177–188.**
51. **Catara V., 2007. *Pseudomonas corrugata*: plant pathogen and/or biological resource? Mol. Plant Pathol., vol. 8, p.p. : 233–244.**
52. **Cattelan A.J., Hartel P.G et Fuhmann J.J., 1999. Screening of plant growth promoting rhizobacteria to promote early soybean growth. Soil. Sci. Soc. Am. J., vol. 63, p.p. : 1670–1680.**
53. **Chakraborty U., Chakraborty B. N., Basnet M. et Chakraborty A. P., 2009. Evaluation of *Ochrobactrum anthropi* TRS-2 and its talc based formulation for enhancement of growth of tea plants and management of brown root rot disease. J. Appl. Microbiol., vol. 107, p.p : 625–634.**
54. **Chandra S.N., 1997. Selection of chickpea-rhizosphere-competent *Pseudomonas fluorescens* NBRI1303 antagonistic to *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceri, *Rhizoctonia bataticola* and *Pythium* sp. Curr. Microbiol., vol. 35, p.p. : 52–58.**

55. **Charest M.H., Beauchamp C.J. et Antoun H., 2005.** Effects of the humic substances of de-inking paper sludge on the antagonism between two compost bacteria and *Pythium ultimum*. *FEMS Microbiology Ecology*, vol. 52, p.p. : 219–227.
56. **Chen Y.P., Rekha P.D., Arunshen A.B., Lai W.A. et Young C.C., 2006.** Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium phosphate solubilizing abilities. *Appl. Soil Ecol.*, vol. 34, p.p : 33-41.
57. **Chennaoui N., 2008.** Actions des rhizobacteries bénéfiques sur l'amélioration de la stimulation de la croissance des plantes : Importance de la compétence rhizosphérique chez les *Pseudomonas* spp. fluorescents. Thèse Magister, Département d'Agronomie-USDB, Blida, 161p.
58. **Chin-A-Woeng T.F.C., Bloemberg G.V., Mulders I.H.M., Dekkers L.C. et Lugtenberg B.J.J., 2000.** Root colonization by phenazine-1-carboxamide producing bacterium *Pseudomonas chlororaphis* PCL1391 is essential for biocontrol of tomato foot and root rot. *Mol. Plant-Microbe Interact.*, vol. 13, p.p. : 1340–1345.
59. **Choudhary D.K. et Johri B.N., 2009.** Interactions of *Bacillus* spp. and plants – With special reference to induced systemic resistance (ISR). *Microbiological Research*, vol. 164, p.p. : 493—513.
60. **Comeau A., Pageau D., Voldeng H. et Brunelle A., 2006.** Les oligoéléments : Essentiels à l'établissement du couvert végétal dans les céréales. *Grandes cultures*, vol. 16, n. 4, p.p. : 34-36.
61. **Conrath U., Beckers G.J.M., Flors V., Garcia-Agustin P., Jakab G., Mauch F., Newman M.A., Pieterse C.M., Poinssot B. et Pozo MJ., 2006.** Priming: getting ready for battle. *Mol. Plant Microbe Interact.*, vol. 19 p.p. : 1062–1071.
62. **Constant P., Poissant L. et Villemur R., 2008.** Isolation of *Streptomyces* sp. PCB7, the first microorganism demonstrating high-affinity uptake of tropospheric H. The *ISME Journal*, vol. 2, p.p. : 1066–1076.
63. **Cook R.J., 2006.** Toward cropping systems that enhance productivity and sustainability. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, vol. 103, p.p. : 18389–18394.
64. **Costacurta A. et Vanderleyden J., 1995.** Synthesis of phytohormones by plant-associated bacteria. *Crit. Rev. Microbiol.*, vol. 21, p.p. : 1–18.
65. **Crowley D.E., Reid C.P.P. et Szaniszló P.J., 1988.** Utilization of microbial siderophores in iron acquisition by oat. *Seedling Physiol.*, vol. 87, p.p. : 680-685.
66. **Davey M.E. et O'Toole G.A., 2000.** Microbial biofilm: from ecology to molecular genetics. *Microbiol Mol. Biol. Rev.*, vol. 64, p.p. : 847–867.
67. **De Freitas J.R. et Germida J.J., 1990.** Plant growth promoting rhizobacteria for winter wheat. *Can. J. Microbiol.*, vol. 36, p.p. : 265-272.
68. **De Freitas J.R., Banerjee M.R. et Germida J.J., 1997.** Phosphate-solubilizing rhizobacteria enhance the growth and yield but not phosphorus uptake of canola (*Brassica napus* L). *Biol. Fertil. Soils*, vol. 24, p.p. : 358-364.
69. **De Silva A., Patterson K., Rothrock C. et Moore J., 2000.** Growth promotion of highbush blueberry by fungal and bacterial inoculants. *Hort. Sci.*, vol. 35, p.p. : 1228-1230.

70. **Derylo M. et Skorupska A., 1993.** Enhancement of symbiotic nitrogen fixation by vitamin-secreting fluorescent *Pseudomonas*. *Plant Soil*, vol. 54, p.p. : 211–217.
71. **Deubel A. et Merbach W., 2005.** Influence of microorganisms on phosphorus bioavailability in soils. *In: Microorganisms in soils: roles in genesis and functions.* **Buscot F. et Varma A.** Springer, Berlin, p.p. : 177–191.
72. **Dey R., Pal K.K., Bhatt D.M. et Chauhan S.M., 2004.** Growth promotion and yield enhancement of peanut (*Arachis hypogaea* L.) by application of plant growth-promoting rhizobacteria. *Microbiol Res.*, vol. 159, p.p. : 371–394.
73. **Diaz R.J. et Rosenberg R., 2008.** Spreading dead zones and consequences for marine ecosystems. *Science*, vol. 321, p.p. : 926–929.
74. **Dileep Kumar B.S., Berggren I. et Maartensson A.M., 2001.** Potential for improving pea production by coinoculation with fluorescent *Pseudomonas* and *Rhizobium*. *Plant Soil*, vol. 229, p.p. : 25–34.
75. **Dileep Kumar B.S., Dube H.C., 1992.** Seed bacterization with a fluorescent *Pseudomonas* for enhanced plant growth, yield and disease control. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 24, p.p. : 539–542.
76. **Dobbelaere S., Croonenborghs A., Thys A., Ptacek D., Okon Y. et Vanderleyden J., 2002.** Effect of inoculation with wild type *Azospirillum brasilense* and *A. irakense* strains on development and nitrogen uptake of spring wheat and grain maize. *Biol. Fertil. Soils*, vol. 36, p.p. : 284–297.
77. **Domenech J., Reddy M.S., Kloepper J.W., Ramos B. et Gutierrez-Maneiro J., 2006.** Combined application of the biological product LS213 with *Bacillus*, *Pseudomonas* or *Chryseobacterium* for growth promotion and biological control of soil-borne diseases in pepper and tomato. *BioControl*, vol. 51, p.p. : 245–258.
78. **Duffy B.K. et Weller D.M., 1995.** Use of *Gaeumannomyces graminis* var. alone and in combination with fluorescent *Pseudomonas spp.* to suppress take-all of wheat. *Plant Dis.*, vol. 79, p.p. : 907–911.
79. **Duffy B.K., Simon A. et Weller D.M., 1996.** Combination of *Thicorderma Koningii* with *Pseudomonas fluorescens* for control of take-all on wheat. *Phytopathology*, vol. 86, p.p. : 188–194.
80. **Durante M. et Gius C., 1997.** Legume seeds: protein content and nutritional value. *Field Crop. Res.*, vol. 53, p.p. : 31–45.
81. **Ellis R.J., Timms-Wilson T.M. et Bailey M.J., 2000.** Identification of conserved traits in fluorescent pseudomonads with antifungal activity. *Environmental Microbiology*, vol. 2, n. 3, p.p. : 274–284.
82. **Eparvier A., Lemanceau P. et Alabouvette C., 1991.** Population dynamics of non-pathogenic *Fusarium* and fluorescent *Pseudomonas* strains in rockwool, a substratum for soilless culture. *FEMS Microbiol Ecol.*, vol. 86, p.p. : 177–184
83. **Esitken A., Ercisli S., Karlidag H., Sahin F., 2005.** Potential use of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) in organic apricot production. *In: Proceedings of the International Scientific Conference of Environmentally Friendly Fruit Growing.* **Libek A., Kaufmane E. et Sasnauskas A.** p.p. : 90–97.

84. **Espinosa-Urgel M. et Ramos J.L., 2004.** Cell density-dependent gene contributes to efficient seed colonization by *Pseudomonas putida* KT2440. *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 70, n. 9, p.p. : 5190–5198.
85. **Fang L.C., Cai P., Chen W.L., Liang W., Hong Z.N. et Huang Q.Y., 2009.** Impact of cell wall structure on the behavior of bacterial cells in the binding of copper and cadmium. *Colloids Surf.*, vol. A 347, p.p. : 50–55.
86. **Fang L., Wei X., Cai P., Huang Q., Chen H., Liang W. et Rong X., 2011.** Role of extracellular polymeric substances in Cu(II) adsorption on *Bacillus subtilis* and *Pseudomonas putida*. *Bioresource Technology*, vol. 102, p.p. : 1137–1141.
87. **FAO, 2009.** http://www.fao.org/index_fr.htm, consulté le 13-02-2012.
88. **Farzana Y., Saad R.O.S. et Kamaruzaman S., 2009.** Growth and storage root development of Sweet potato inoculated with rhizobacteria under glasshouse conditions. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, vol. 3, suppl. 2, p.p. : 1461-1466.
89. **Felici C., Vettori L., Giraldi E., Costantina Forino L.M., Toffanin A., Tagliasacchi A.M. et Nuti M., 2008.** Single and co-inoculation of *Bacillus subtilis* and *Azospirillum brasilense* on *Lycopersicon esculentum*: Effects on plant growth and rhizosphere microbial community. *Applied Soil Ecology*, vol. 40, p.p. : 260 – 270.
90. **Fernandez L.A., Zalba P., Gomez M.A. et Sagardoy M.A., 2007.** Phosphate-solubilization activity of bacterial strains in soil and their effect on soybean growth under greenhouse conditions. *Biol. Fertil. Soils*, vol. 43, p.p. : 805–809.
91. **Fray R.G., 2002.** Altering plant-microbe interaction through artificially manipulating bacterial quorum sensing. *Annals of Botany*, vol. 89, n. 3, p.p. : 245–253.
92. **Frink C.R., Waggoner P.E. et Ausubel J.H., 1999.** Nitrogen fertilizer: retrospect and prospect. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.*, vol. 96, p.p. : 1175–1180.
93. **Gaind S. et Gaur A.C., 1991.** Thermotolerant phosphate solubilizing microorganisms and their interaction with mungbean. *Plant Soil*, vol. 133, p.p. : 141–149.
94. **Gamalero E., Trotta A., Massa N., Copetta A., Martinotti M. G. et Berta G., 2004.** Impact of two fluorescent *Pseudomonads* and an arbuscular mycorrhizal fungus on tomato plant growth, root architecture and P acquisition. *Mycorrhiza*, vol. 14, p.p. : 185–192.
95. **Garbeva P., van Veen J.A. et van Elsas J.D., 2003.** Predominant *Bacillus* spp. in agricultural soil under different management regimes detected via PCR-DGGE. *Microbial Ecology*, vol. 45, p.p. : 302–316.
96. **Germida J.J. et Walley F.L., 1996.** Plant growth-promoting rhizobacteria alter rooting patterns and arbuscular mycorrhizal fungi colonization of field-grown spring wheat. *Biol. Fertil. Soils.*, vol. 23, p.p.: 113-120.
97. **Gholami A., Shahsavani S. et Nezarat S., 2009.** The Effect of Plant Growth Promoting Rhizobacteria (PGPR) on Germination, Seedling Growth and Yield of Maize. *International Journal of Biological and Life Sciences*, vol. 1, suppl. 1, p.p. : 35-40.

98. **Glick B.R., 1995.** The enhancement of plant growth by free living bacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, vol. 41, Suppl. 2, p.p. : 109–114.
99. **Glick B.R., Changping L., Sibdas G. et Dumbroff E.B., 1997.** Early development of canola seedlings in the presence of the plant growth-promoting rhizobacterium *Pseudomonas putida* GR12-2. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 29, p.p. : 1233–1239.
100. **Glick B.R., Penrose D.M., Li J., 1998.** A model for the lowering of plant ethylene concentrations by plant growth-promoting bacteria. *Journal of Theoretical Biology*, vol. 190, p.p. : 3–68.
101. **Glick B.R., Patten C.L., Holguin G. et Penrose D.M., 1999.** Biochemical and Genetic Mechanisms Used by Plant Growth Promoting Bacteria. Imperial College Press, London.
102. **Glick B.R., Todorovic B., Czarny J., Cheng Z., Duan J. et McConkey B., 2007.** Promotion of plant growth by bacterial ACC deaminase. *Crit. Rev. Plant Sci.*, vol. 26, p.p. : 227–242.
103. **Goel A.K., Sindhu S.S. et Dadarwal K.R., 2001.** Application of plant growth-promoting rhizobacteria as inoculants of cereals and legumes. *In: Recent advances in biofertilizer technology.* Yadav A.K., Raychaudhary S. et Motsara M.R. Society for promotion and utilization of resources and technology, New Delhi, p.p. : 207–256.
104. **Goel A.K., Sindhu S.S. et Dadarwal K.R., 2002.** Stimulation of nodulation and plant growth of chickpea (*Cicer arietinum* L.) by *Pseudomonas* spp. antagonistic to fungal pathogens. *Biol. Fertil. Soils*, vol. 36, p.p. : 391–396.
105. **Goldstein A.H., 1986.** Bacterial solubilization of microbial phosphates: historical perspective and future prospects. *Am. J. Altern. Agric.*, vol. 1, p.p. : 51–57.
106. **Goldstein A.H., Rogers R.D. et Mead G., 1993.** Separating phosphate from ores via bioprocessing. *Biotechnology*, vol. 11, p.p. : 1250–1254.
107. **Goldstein A.H., 2007.** Future trends in research on microbial phosphate solubilization: one hundred years of insolubility. *In: Proceedings of first international meeting on microbial phosphate solubilization.* Velazquez E., Roderiguez-Barrueco C., Springer, Berlin, p.p. : 91–96.
108. **Google maps, 2012.** <http://maps.google.com/maps?hl=fr&tab=w1>, consulté le 28-01-2012.
109. **Grimes H.D. et Mount M.S., 1984.** Influence of *Pseudomonas putida* on nodulation of *Phaseolus vulgaris*. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 16, p.p. : 27–30.
110. **Guterson N.L., Layton T.J., Ziegler J.S. et Warren G.J., 1986.** Molecular cloning of genetic determinants for inhibition of fungal growth by a fluorescent *pseudomonas*. *J. Bacteriol.*, vol. 165, p.p. : 696–703.
111. **Gutierrez-Manero F.J., Ramos-Salono B., Probanza A., Mehouchi J., Tadeo F.R. et Talon M., 2001.** The plant growth-promoting rhizobacteria *Bacillus pumilus* and *Bacillus licheniformis* produce a high amounts of physiologically active gibberellins. *Physiol. Plant*, vol. 111, p.p. : 206–211.
112. **Haas D. et De'fago G., 2005.** Biological control of soil-borne pathogens by fluorescent pseudomonads. *Nature Reviews Microbiology*, vol. 3, p.p. : 307–319.

113. **Hall J.A., Pierson D., Ghosh S. et Glick B.R., 1996.** Root elongation in various agronomic crops by the plant growth promoting rhizobacterium *Pseudomonas putida* GR12-2. *Isr. J. Plant. Sci.*, vol. 44, p.p. : 37–42.
114. **Hammond-Kosack K.E. et Jones J.D.G., 1996.** Resistance gene-dependent plant defense responses. *Plant Cell*, vol. 8, p.p. : 1773–1791.
115. **Harish S., Kavino M., Kumar N., Saravanakumar D., Soorianathasundaram K. et Samiyappan R., 2008.** Biohardening with plant growth promoting rhizosphere and endophytic bacteria induces systemic resistance against Banana bunchy top virus. *Appl. Soil Ecol.*, vol. 39, p.p. : 187–200.
116. **Harish S., Kavino M., Kumar N., Balasubramanian P. et Samiyappan R., 2009.** Induction of defense-related proteins by mixtures of plant growth promoting endophytic bacteria against Banana bunchy top virus. *Biol. Control*, vol. 51, n. 1, p.p. : 16–25.
117. **Harsh P.B., Ray F. et Vivanco J.M., 2004.** Biocontrol of *Bacillus subtilis* against Infection of Arabidopsis Roots by *Pseudomonas syringae* Is Facilitated by Biofilm Formation and Surfactin Production1. *Plant Physiology*, vol. 134, p.p. : 307–319.
118. **Hartmann A., Schmid M., van Tuinen D. et Berg G., 2009.** Plant-driven selection of microbes. *Plant Soil*, vol. 321, p.p. : 235–257.
119. **Hernandez M.I. et Chailloux M., 2004.** Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosféricas como alternativa a la nutrición mineral del tomate. *Cultivos Tropicales*, vol. 25, p.p. : 5–12.
120. **Hervas A., Landa B. et Jimeénez-Diéz M.R., 1997.** Influence of chickpea genotype and *Bacillus* sp. on protection from Fusarium wilt by seed treatment with nonpathogenic *Fusarium oxysporum*. *Eur. J. Plant Pathol.*, vol. 103, p.p. : 631–642.
121. **Hiltner L., 1904.** *In* : Plant Growth Promoting Rhizobacteria: A Critical Review. **Saharan B.S., et Nehra V., 2011.** Life Sciences and Medicine Research, vol. : LSMR-21.
122. **Höfte M. et Bakker P.A., 2007.** Competition for iron and induced systemic resistance by siderophores of plant growth promoting rhizobacteria. *In*: Soil biology: Microbial siderophores. Springer, Berlin. p.p. : 121-133.
123. **Holguin G. et Glick B.R., 2003.** Transformation of *Azospirillum brasilense* Cd with an ACC deaminase gene from *Enterobacter cloacae* UW4 fused to the Tetr gene promoter improves its fitness and plant growth promoting ability. *Microb. Ecol.*, vol. 46, n. 1, p.p. 122–133.
124. **Janisiewicz W.J., 1996.** Ecological diversity, niche overlap, and coexistence of antagonist used in developing mixtures for biocontrol of postharvest diseases of apples. *Biol. Control*, vol. 86, p.p. : 473–479.
125. **Joo G.J., Kim Y.M., Lee I.J., Song K.S. et Rhee I.K., 2004.** Growth promotion of red pepper plug seedlings and the production of gibberellins by *Bacillus cereus*, *Bacillus macroides*, and *Bacillus pumilus*. *Biotechnol. Lett.*, vol. 26, p.p. : 487-491.
126. **Joseph B., Patra R.R. et Lawrence R., 2007.** Characterization of plant growth promoting Rhizobacteria associated with chickpea (*Cicer arietinum* L). *International Journal of Plant Production*, vol. 1, Suppl. 2, p.p. : 141-152.

127. **Jourdan E., Ongena M., Thonart P., 2008.** Caractéristiques moléculaires de l'immunité des plantes induite par les rhizobactéries non pathogènes. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, vol. 12, n. 4, p.p. : 437-449.
128. **Kamnev A.A., 2003.** Phytoremediation of heavy metals: an overview. *In: Recent advances in marine biotechnology. Fingerman M. et Nagabhushanam R.* *Bioremediation*, vol. 8, p.p. : 269-317.
129. **Karakurt H. et Aslantas R., 2010.** Effects of some plant growth promoting rhizobacteria treated twice on flower thinning, fruit set and fruit properties on apple. *Afr. J. Agric. Res.*, vol. 5, n. 5, p.p. : 384-388.
130. **Karen K., Cristian P.S., Thomas F.M. et James D.S., 2009.** Rapid quantification of *Bacillus subtilis* antibiotics in the rhizosphere. *Soil Biology & Biochemistry*, vol. 41, p.p. : 374-379.
131. **Kavino M., Harishb S., Kumara N., Saravanakumarb D. et Samiyappanb R., 2010.** Effect of chitinolytic PGPR on growth, yield and physiological attributes of banana (*Musa spp.*) under field conditions. *Applied Soil Ecology*, vol. 45, p.p. : 71-77.
132. **Keel C., Schnider U., Maurhofer M., Voisard C., Laville J., Burger U., Wirthner P., Haas D. et Défago G., 1992.** Suppression of root diseases by *Pseudomonas fluorescens* CHA0: Importance of the bacterial secondary metabolite 2,4-diacetylphloroglucinol. *Mol. Plant- Microbe Interact.*, vol. 5, p.p. : 4-13.
133. **Kennedy A.C., 2005.** Rhizosphere. *In: Principles and Applications of Soil Microbiology. Sylvia D.M., Fuhrmann J.J., Hartel P.G., et Zuberer D.A.* Pearson, 2^{ème} édition, New Jersey. p.p. : 242-262.
134. **Kerstens K., Ludwig W., Vancanneyt M., De Vos P., Gillis M. et Schleifer K.H., 1996.** Recent change in the classification of the pseudomonads: an overview. *Syst. Appl. Microbiol.* Vol. 19, p.p. : 465-477.
135. **Khan M.S., Zaidi A. et Wani P.A., 2007.** Role of phosphate solubilizing microorganisms in sustainable agriculture - a review. *Agron. Sustain. Dev.*, vol. 27, p.p. : 29-43.
136. **Khelif A., 2008.** Contribution à l'étude de comportement et de rendement de quatre variétés de la fève *Vicia faba* L., en culture biologique. Mémoire d'ingénieur. Département d'Agronomie-USDB, Blida, 41 p.
137. **Khot G.G., Tauro P. et Dadarwal K.R., 1996.** Rhizobacteria from chickpea (*Cicer arietinum* L.) rhizosphere effective in wilt control and promote nodulation. *Indian J. Microbiol.*, vol. 36, p.p. : 217-222.
138. **Kibria G., Yousuf Haroon A.K., Nuggeoda D. et Rose G., 2010.** Climate change and chemicals. Environmental and biological aspects. New India Publishing Agency, New Delhi, 460p.
139. **Kim D.S., Cook R.J. et Weller D.M., 1997.** *Bacillus* sp. L324-92 for biological control of three root diseases of wheat grown with reduced tillage. *Phytopathol.*, vol. 87, p.p. : 551-558.
140. **King E.O., Ward M.K. et Raney D.E., 1954.** Two simple media for demonstration of pyocyanin and fluorescein. *Journal of Laboratory and Clinical Medicine*, vol. 44, p.p. : 301-307.

141. **Kinsinger R.F., Shirk M.C. et Fall R., 2003.** Rapid surface motility in *Bacillus subtilis* is dependent on extracellular surfactin and potassium ion. *Journal of Bacteriology*, vol. 185, p.p. : 5627–5631.
142. **Kirankumar R., 2007.** Evaluation of plant growth promoting rhizobacterial strains against TMV on tomato. Thèse de Master, Université des sciences de l'agriculture, Dharwad, 98p.
143. **Kloepper J.W. et Schroth M.N., 1978.** Plant growth-promoting rhizobacteria on radishes. *In: Proceedings of the 4th International Conference on Plant Pathogenic Bacteria.* Station de Pathologie Végétale et de Phytobactériologie, INRA, Angers, France, Vol. 2, p.p. : 879-882.
144. **Kloepper J.W., Leong J., Teintze M. et Schroth M.N., 1980.** Enhanced plant growth by siderophores produced by plant growthpromoting rhizobacteria. *Nature*, vol. 286, p.p. : 885–886.
145. **Kloepper J.W., Lifshitz K. et Schroth M.N., 1988.** *Pseudomonas* inoculants to benefit plant production. *ISI Atlas Sci. Anim. Plant Sci.*, p.p. : 60–64.
146. **Kloepper J.W., Lifshitz R. et Zablutowicz R.M., 1989.** Free-living bacterial inocula for enhancing crop productivity. *Trends in Biotechnology*, vol. 7, Suppl. 2, p.p. : 39–43.
147. **Kloepper J.W., Zablutowick R.M., Tipping E.M. et Lifshitz R., 1991.** Plant growth promotion mediated by bacterial rhizosphere colonizers. *In: The Rhizosphere and Plant Growth.* Kliester D. L., Cregan PG. Kluwer Academic Press, Dordrecht, p.p. : 315–326.
148. **Kloepper J.W. et Beauchamp C.J., 1992.** A review of issues related to measuring of plant roots by bacteria. *Can. J. Microbiol.*, vol. 38, p.p. : 1219–1232.
149. **Kloepper J.W., Rodríguez-Kábana R., Zehnder G.W., Murphy J.F., Sikora E. et Fernández C., 1999.** Plant root–bacterial interactions in biological control of soilborne diseases and potential extension to systemic and foliar diseases. *Australasian Plant Pathology*, vol. 28, p.p. : 21–26.
150. **Kloepper J. W., Reddy M. S., Kenney D. S., Vavrina C., Kokalis-Burelle N., et Martinez-Ochoa N., 2004a.** Theory and applications of rhizobacteria for transplant production and yield enhancement. *Proc. XXVI IHC – Transplant Production and Stand Establishment.* *In* : Nicola S., Nowak J. et Vavrina C.S. *Acta. Horticul.*, vol. 631, p.p. : 217-219.
151. **Kloepper J.W, Reddy S.M., Rodreguez-Kabana R., Kenney D.S., Kokalis-Burelle N. et Ochoa N.M., 2004b.** Application for Rhizobacteria in Transplant Production and Yield Enhancement. *Acta. Horticul.*, vol. 631, p.p. : 217-229.
152. **Kloepper J. W., Ryu C-M., et Zhang S., 2004c.** Induced systemic resistance and promotion of plant growth by *Bacillus spp.* *Phytopathology*, vol. 94, p.p. : 1259-1266.
153. **Kokalis-Burelle N., Vavrina C.S., Rosskopf E.N. et Shelby R., 2002.** Field evaluation of plant growth-promoting rhizobacteria amended transplant mixes and soil solarization for tomato and pepper production in Florida. *Plant Soil*, vol. 238, p.p. : 257-266.

154. **Kokalis-Burelle N., Vavrina C.S., Reddy M.S., et Kloepper J.W., 2003.** Amendment of muskmelon transplant media with plant growth-promoting rhizobacteria: Effects on seedling quality, disease, and nematode resistance. *Hortechology*, vol. 13, p.p. : 476-482.
155. **Komarek M., Cadkova E., Chrastny V., Bordas F. et Bollinger J.C., 2010.** Contamination of vineyard soils with fungicides: A review of environmental and toxicological aspects. *Environment International*, vol. 36, p.p. : 138 – 151.
156. **Kookana R.S., Baskaran S. et Naidu R., 1998.** Pesticide fate and behaviour in Australian soils in relation to contamination and management of soil and water: a review. *Australian Journal of Soil Research*, vol. 36, n. 5, p.p. : 715 – 764.
157. **Krebs B., Junge H., Ockhardt A., Höding B., Heubner D. et Erben U., 1993.** *Bacillus subtilis* – an effective biocontrol agent. *Pesticide Science*, vol. 37, p.p. : 427–433.
158. **Krebs B., Höding B., Kübart S., Alemayehu-Workie M., Junge H., Schmiedeknecht G., Grosch R., Bochow H. et Hevesi M., 1998.** Use of *Bacillus subtilis* as biological control agent. I. Activities and characterization of *Bacillus subtilis* strains. *Journal of Plant Disease and Protection*, vol. 105, p.p. : 181–197.
159. **Kuhad R.C., Kothamasi D.M, Tripathi K.K. et Ajay S., 2004.** Diversity and Functions of Soil Microflora in Development of Plants. *In* : *Plant Surface Microbiology*. Varma A., Abbott L., Werner D., Hampp R. Springer, Berlin p.p. : 71-98.
160. **Kulczycki E., Ferris F.G. et Fortin D., 2002.** Impact of cell wall structure on the behavior of bacterial cells as sorbents of cadmium and lead. *Geomicrobiol. J.*, vol. 19, p.p. : 553–565.
161. **Lambrecht M., Okon Y., Vande Broek A. et Vanderleyden J., 2000.** Indole-3-acetic acid: a reciprocal signalling molecule in bacteria-plant interactions. *Trends Microbiol.*, vol. 8, p.p. : 298–300.
162. **Lemanceau P., Samson R. et Alabouvette C., 1988.** Recherches sur la résistance des sols aux maladies. XV. Comparaison des populations de *Pseudomonas* fluorescents dans un sol résistant et un sol sensible aux fusarioses vasculaires. *Agronomie*, vol. 8, p.p. : 243–249.
163. **Lemanceau P. et Alabouvette C., 1991.** Biological control of fusarium diseases by
164. fluorescent *Pseudomonas* and non-pathogenic Fusarium. *Crop. protection*, vol. 10, p.p. : 279-286.
165. **Lemanceau P., 1992.** Effets bénéfiques de rhizobactéries sur les plantes: exemple des *Pseudomonas* spp. fluorescent. *Agronomie*, vol. 12, p.p. : 413–437.
166. **Leong J., 1986.** Siderophores: their biochemistry and possible role in the biocontrol of plant pathogens. *Annu. Rev. Phytopathol.*, vol. 24, p.p. : 187–209.
167. **Li Q.Q., Meng X.Y., Wu X., Lin W., Duan C.J., Feng J.X. et Tang J., 2006.** Purification of Two Antimicrobial Substances Produced by *Bacillus subtilis* Strain B11 and Their Properties. *Agricultural Sciences in China*, vol. 5, n. 5, p.p. : 363-369.
168. **Lilley A.K., Fry J.C., Bailey M.J. et Day M.J., 1996.** Comparison of aerobic heterotrophic taxa isolated from root domains of mature sugar beet. *FEMS Microbiological Ecology*, vol. 21, p.p. : 231–242.

169. **Lim H.S., Kim Y.S., Kim S.D., 1991.** *Pseudomonas stutzeri* YPL-1 genetic transformation and antifungal mechanism against *Fusarium solani*, an agent of plant root rot. *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 57, p.p. : 510–516.
170. **Loeffler W., Tschen S.M., Vanittanakom N., Kugler M., Knorpp E., Hsieh T.F. et Wu T.G., 1986.** Antifungal effects of bacilysin and fengymycin from *Bacillus subtilis* F-29-3: a comparison with activities of other *Bacillus* antibiotics. *Journal of Phytopathology*, vol. 115, p.p. : 204–213.
171. **Loon L.C., 2007.** Plant responses to plant growth-promoting rhizobacteria. *Eur. J. Plant Pathol.*, vol. 119, p.p. : 243-254.
172. **Loper J.E., Haack C. et Schroth M.N., 1985.** Population dynamics of soil Pseudomonads in the rhizosphere of potato (*Solanum tuberosum* L.). *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 49, p.p. : 416-422.
173. **Loper J.E. et Henkels M.D., 1999.** Utilization of heterologous siderophores enhances levels of iron available to *Pseudomonas putida* in the rhizosphere. *Applied Environmental Microbiology*, vol. 65, p.p. : 5357-5363.
174. **Lucas Garcia J., Domenech J., Santamaria C., Camacho M., Daza A. et Gutierrez Manero F.J., 2004.** Growth of forest plants (pine and holm-oak) inoculated with rhizobacteria: relationship with microbial community structure and biological activity of its rhizosphere. *Environ. Experimental Botany*, vol. 52, p.p. : 239-251.
175. **Lucy M., Reed E. et Glick B.R., 2004.** Application of free living plant growth-promoting rhizobacteria. *Antonie van Leeuwenhoek*, vol. 86, p.p. : 1-25.
176. **Lugtenberg B.J.J., Dekkers L. et Bloemberg G., 2001.** Molecular determinants of rhizosphere colonization by *Pseudomonas*. *Annu. Rev. Phytopathol.*, vol. 39, p.p. : 461–490.
177. **Lugtenberg B.J., Chin-A-Woeng T.F. et Bloemberg G.V., 2002.** Microbe-plant interactions: principles and mechanisms. *Antonie van Leeuwenhoek*, vol. 81, p.p. : 373-383.
178. **Lutenberg B.J.J., De Weger L.A. et Bennett J.W., 1991.** Microbial stimulation of plant growth and protection from disease. *Curr. Opin. Microbiol.*, vol. 2, p.p. : 457–464.
179. **Lutenberg B. et Kamilova F., 2009.** Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annu. Rev. Microbiol.*, vol. 63, p.p. : 541–556.
180. **Madsen E.L. et Alexander M., 1982.** Transport of Rhizobium and *Pseudomonas* through soil. *Soil Sci. Soc. Am.*, vol. 46, p.p. : 557-560.
181. **Mahaffee W.F. et Kloepper J.W., 1997.** Temporal changes in the bacterial communities of soil, rhizosphere and endorhiza associated with field-grown cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Microbial Ecology*, vol. 34, p.p. : 210–223.
182. **Mantelin S. et Touraine B., 2004.** Plant growth-promoting bacteria and nitrate availability: impacts on root development and nitrate uptake. *J. Exp. Bot.*, vol. 55, p.p. : 27–34.
183. **Marimuthu S., Subbian P., Ramamoorthy V. et Samiyappan R., 2002.** Synergistic effect of combined application of *Azospirillum* and *Pseudomonas*

- fluorescence with inorganic fertilizer on root rot incidence and yield of cotton. J. Plant. Dis. Protect., vol. 109, p.p. : 569-577.
184. **Masalha J., Kosegarten H., Elmaci O. et Mengal K., 2000.** The central role of microbial activity for iron acquisition in maize and sunflower. Biol. Fertil. Soils, vol. 30, p.p. : 433-439.
 185. **Mattar J. et Bardin R., 1993.** Colonisation rhizosphérique par les *Pseudomonas* fluorescents: incidence de la température et de la microflore autochtone. Thèse doctorat, INIST-CNRS, <http://cat.inist.fr/?aModele=afficheN&cpsidt=154605>.
 186. **Maughan H. et VanderAuwera G., 2011.** *Bacillus* taxonomy in the genomic era finds phenotypes to be essential though often misleading Infection. Genetics and Evolution, vol. 11, p.p. : 789-797.
 187. **Maurhofer M., Keel C., Schnider U., Voisard C., Haas D. et Defago G., 1992.** Influence of enhanced antibiotic production in *Pseudomonas fluorescens* strain CHAO on its disease suppressive capacity. Phytopathology , vol. 82, p.p. : 190-195.
 188. **Mayak S., Tirosch T. et Glick B.R., 1999.** Effect of wild-type and mutant plant growth promoting rhizobacteria on the rooting of mung bean cuttings. J. Plant Growth Regul., vol. 18, p.p. : 49-53.
 189. **Mazurier S., Lemunier M., Siblot S., Mougel C. et Lemanceau P., 2004.** Distribution and diversity of type III secretion system like genes in fluorescent pseudomonads. FEMS Microbiol. Ecol., vol. 49, p.p. : 455-467.
 190. **Mazzola M., Cook R.J., Thomashow L.S., Weller D.M. et Pierson III L.S., 1992.** Contribution of phenazine antibiotic biosynthesis to the ecological competence of fluorescent pseudomonads in soil habitats. Applied and Environmental Microbiology, vol. 58, p.p. : 2616-2624.
 191. **Memon Y.M., Fergus I.F., Hughes J.D. et Page D.W., 1988.** Utilization of non-exchangeable soil potassium in relation to soil types, plant species and stage of growth. Aust. J. Soil Res., vol. 26, p.p. : 489-496.
 192. **Ménard R., Alban S., de Ruffray P., Jamois F., Franz G., Fritig B., Yvin J. C. et Kauffmann S., 2004.** β -1,3 Glucan sulfate, but not β -1,3 glucan, induces the salicylic acid signaling pathway in tobacco and Arabidopsis. Plant Cell, vol. 16, p.p. : 3020-3032.
 193. **Meyer J.M., Geoffroy V.A., Baida N., Gardan L., Izard D., Lemanceau P., Achouak W. et Palleroni N.J., 2002.** Siderophore typing, a powerful tool for the identification of fluorescent and non fluorescent *Pseudomonads*, Appl. Environ. Microbiol., vol. 68, p.p. : 2745-2753.
 194. **Mirleau P., Philippot L., Corberand T. et Lemanceau P., 2001.** Involvement of nitrate reductase and pyoverdine in competitiveness of *Pseudomonas fluorescens* strain C7R12 in soil. Applied & Environmental Microbiology, vol. 67, n. 6, p.p. : 2627-2635.
 195. **Miyazaki H., Kato H., Nakazawa T. et Tsuda M., 1995.** A positive regulatory gene, pvdS, for expression of pyoverdine biosynthetic genes in *Pseudomonas aeruginosa* PAO. Mol. Gen. Genet., vol. 248, n. 1, p.p. : 17-24.
 196. **Mo-Met-UVV., 2007.** Dosage du P par la méthode au vert malachite. Version 2. INRA, 5p.

197. **Moeïnne-Loccoz Y. et De'fago G., 2004.** Life as a biocontrol pseudomonad. *In: Pseudomonas: Genomics, Life Style and Molecular Architecture.* **Ramos J.L.** Kluwer Academic, Plenum Publishers, New York. p.p. : 457–476.
198. **Morgan J.A., Bending G.D. et White P.J., 2005.** Biological costs and benefits to plant-microbe interactions in the rhizosphere. *J. Exp. Bot.*, vol. 56, p.p. : 1729-1739.
199. Müller H., Westendorf C., Leitner E., Chernin L., Riedel, K., Schmidt S., Eberl L. et Berg G., **2009.** *Quorum-sensing effects in the antagonistic rhizosphere bacterium Serratia plymuthica HRO-C48.* *FEMS Microbiology Ecology*, vol. 67, n. 3, p.p. : 468-478.
200. **Munees A. et Khan M. S., 2011. Functional Aspects of Plant Growth Promoting Rhizobacteria: Recent Advancements. Insight Microbiology, vol. 1, p.p. : 39-54.**
201. **Mylona P., Pawlowski K. et Bisseling T., 1995.** Symbiotic nitrogen fixation. *Plant Cell*, vol. 7, p.p. : 869–885.
202. **Nagorska K., Bikowski M. et Obuchowski M., 2007.** Multicellular behavior and production of a wide variety of toxic substances support usage of *Bacillus subtilis* as a powerful biocontrol agent. *Acta. Biochimica Polonica*, vol. 54, p.p. : 495–508.
203. **Naik P.R., Raman G., Narayanan K.B. et Sakthivel N., 2008.** Assessment of genetic and functional diversity of phosphate solubilizing fluorescent pseudomonads isolated from rhizospheric soil. *BMC Microbiol.*, vol. 8, p.p. : 230–243.
204. **Nakano M.M. et Zuber P., 1990.** Molecular biology of antibiotic production in *Bacillus*. *Critical Reviews in Biotechnology*, vol. 10, p.p. : 223–240.
205. **Nautiyal C.S. et DasGupta S.M., 2007.** Screening of Plant Growth-Promoting Rhizobacteria. *In: Soil Biology, Volume 11: Advanced Techniques in Soil Microbiology.* **Varma A., Oelmuller R.** Springer, Berlin. p.p. : 363-375.
206. **Neiland J.B., 1981. Microbial iron compounds. Annu. Rev. Biochem., vol. 50, p.p. : 715-731.**
207. **Neilands J.B., 1982.** Microbial envelope proteins related to iron. *Annu. Rev. Microbiol.*, vol. 36, p.p. : 285-309.
208. **Neilands J.B., Nakamura K., 1991.** Detection, determination, isolation, characterization and regulation of microbial iron chelates. *In: Handbook Microbial Iron Chelates.* **Winkelmann G.** FL: CRC Press, Boca Raton. p.p. : 1-14.
209. **Neito K.F. et Frankenberger W.T. Jr., 1989.** Biosynthesis of cytokinins by *Azotobacter chroococcum*. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 21, p.p. : 967-972.
210. **Nelson L.M., 2004.** Plant growth promoting Rhizobacteria (PGPR): Prospects for new inoculants. <http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/cm/review/2004/rhizobacteria/>, consulté le 15-10-2011).
211. **Nicholson W.L., 2002.** Roles of *Bacillus* endospores in the environment. *CMLS, Cell. Mol. Life Sci.*, vol. 59, p.p. : 410-416.
212. **Nihorimbere V., Ongena M., Smargiassi M. et Thonart P., 2011.** Beneficial effect of the rhizosphere microbial community for plant growth and health. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, vol. 15, n. 2, p.p. : 327-337.
213. **Notz R., Maurhofer M., Dubach H., Haas D. et Defago G., 2002.** Fusaric acid producing strains of *Fusarium oxysporum* alter 2,4-diacetylphloroglucinol

- biosynthetic gene expression in *Pseudomonas fluorescens* CHA0 *in vitro* and in the rhizosphere of wheat. *Applied Environmental Microbiology*, vol. 68, p.p. : 2229–2235.
214. **O’Connell, P.F., 1992.** Sustainable agriculture - a valid alternative. *Outlook Agric.* vol. 21, p.p. : 5–12.
 215. **Oldroyd G.E.D., 2007.** Nodules and hormones. *Science*, vol. 315, n. 5808, p.p. : 52–53.
 216. **Ongena M., Jourdan E., Adam A., Paquot M., Brans A., Joris B., Arpigny J.L., Thonart P.** Surfactin and fengycin lipopeptides of *Bacillus subtilis* as elicitors of induced systemic resistance in plants. *Environ. Microbiol.*, vol. 9, p.p. : 1084-1090.
 217. **Ongena M. et Jacques P., 2008.** *Bacillus* lipopeptides: versatile weapons for plant disease biocontrol. *Trends in Microbiology*, vol. 16, p.p. : 115–125.
 218. **Ordookhani K., Khavazi K., Moezzi A. et Rejali F., 2010.** Influence of PGPR and AMF on antioxidant activity, lycopene and potassium contents in tomato. *African Journal of Agricultural Research*, vol. 5, n. 10, p.p. : 1108-1116.
 219. **O’Toole G.A. et Kolter R., 1998.** Initiation of biofilm formation in *Pseudomonas fluorescens* WCS365 proceeds via multiple, convergent signalling pathways: a genetic analysis. *Mol. Microbiol.*, vol. 28, n. 3, p.p. : 449–461.
 220. **Ouserir S., 2009.** Etude des effets de la co-inoculation des rhizobactéries (*Pseudomonas* spp. fluorescents et *Rhizobium* spp.) sur la phytostimulation et la nodulation chez la fève. Thèse Magister, Département d’Agronomie-USDB, Blida, 138p.
 221. **Parikh S.J. et Chorover J., 2006.** ATR-FTIR spectroscopy reveals bond formation during bacterial adhesion to iron oxide. *Langmuir*, vol. 22, p.p. : 8492–8500.
 222. **Parke J.L., Moen R., Rovira A.D. et Bowen G.D. 1986.** Soil water flow effects the rhizosphere distribution of a seed-borne biological control agent *Pseudomonas fluorescens*. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 18, p.p : 583-588.
 223. **Parent L.O. et Rivest R., 2003.** Les éléments nutritifs Dans le Guide de fertilisation.. CRAAQ, 1^{ère} édition, Québec. 294pp.
 224. **Parmar N. et Dadarwal K.R., 1999.** Stimulation of nitrogen fixation and induction of flavonoid-like compounds by rhizobacteria. *J. Appl. Microbiol.*, 86, p.p. : 36–44.
 225. **Patten C.L. et Glick B.R., 1996.** Bacterial biosynthesis of indole-3-acetic acid. *Can. J. Microbiol.*, vol. 42, p.p. : 207–220.
 226. **Patten C.L. et Glick B.R., 2002.** The role of bacterial indoleacetic acid in the development of the host plant root system. *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 68, p.p. : 3795–3801.
 227. **Paulitz T.C., Ahmad J.S. et Baker R., 1990.** Intregation of *Pythium nunn* and *Thicorderma harzianum* isolate T-95 for the biological control of *Pythium* dampingoff of cucumber. *Plant Soil*, vol. 121, p.p. : 243–250.
 228. **Peighami A.S., Sharifi T.A., Ahmadzadeh M. et Behboudi K., 2009.** Interaction of different media on production and biocontrol efficacy of *Pseudomonas fluorescens* P-35 and *Bacillus subtilis* B-3 against grey mould of apple. *Journal of Plant Pathology*, vol. 91, p.p. : 65-70.

229. **Peix A., Ramirez-Bahena M.H. et Velazquez E. 2009.** Historical evolution and current status of the taxonomy of genus *Pseudomonas*. *Infection, Genetics and Evolution*, vol. 9, p.p. : 1132–1147.
230. **Pellet D.M., Grunes D.L. et Kochian L.V., 1995.** Organic acid exudation as an aluminum tolerance mechanism in maize (*Zea mays L.*). *Planta*, vol. 196, p.p. : 788–795.
231. **Penrose D.M. et Glick B.R., 2003.** Methods for isolating and characterizing ACC deaminase-containing plant growth-promoting rhizobacteria. *Physiologia Plantarum*, vol. 118, p.p. : 10–15.
232. **Peter N.K., Verma D.P.S., 1990.** Phenolic compounds as regulators of gene expression in plant–microbe interactions. *Molecular Plant–Microbe Interactions*, vol. 3, p.p. : 4–8.
233. **Peter H.R., Ray F.E. et Susan E.E., 2003.** *Biologie végétale*. De Boeck Supérieur, New York, 684 p.
234. **Peter A. H., Bakker' Jos M., Raaijmakers M., Bloemberg G.V., Hofte M., Lemanceau P. et Cooke M., 2007.** New perspectives and approaches in plant growth-promoting rhizobacteria research. *Eur. J. Plant. Pathol.*, vol. 119, p.p. : 241–242.
235. **Phillips D.A., Fox T.C., King M.D., Bhuvanewari T.V. et Teuber L.R., 2004.** Microbial products trigger amino acid exudation from plant roots. *Plant Physiol*, vol. 136, p.p. : 2887–2894.
236. **Pieterse C.M.J., Wees Van S.C.M., Ton J., Pelt Van J.A. et Loon Van L.C., 2002.** Signalling in Rhizobacteria-induced systemic resistance in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Biol.*, vol. 4, p.p. : 535–544.
237. **Ping L.Y., et Boland W., 2004.** Signals from the underground: bacterial volatiles promote growth in *Arabidopsis*. *Trends Plant Sci. Sci.*, vol. 9, p.p. : 263–266.
238. **Podile A.R. et Kishore K.G., 2006.** Plant Growth Promoting Rhizobacteria. *In: Plant Associated Bacteria*. Gnanamanickam S.S. Springer , The Netherlands. p.p. : 195–230.
239. **Polonenko D.R., Scher F.M., Kloepper J.W., Singleton C.A., Laliberte M. et Zalerka I., 1987.** Effect of root colonizing bacteria on nodulation of soybean roots by *Bradyrhizobium japonicum*. *Can. J. Microbiol.*, vol. 33, p.p. : 498–503.
240. **Popova E.V., Khatskevich L.K., 2004.** Biocontrol of *Fusarium oxysporum* and *Verticillium dahliae* on tomato and cucumber by *Serratia marcescens*. *In: Biology of plant-microbe interactions*. Tikhonovich I.A., Lugtenberg B.J.J. et Provorov N.A., IS-MPMI, St.-Petersburg, vol. 4, p.p. : 315–318.
241. **Pradhan S., Sarita S. et Lal C.R., 2007.** Characterization of various functional groups present in the capsule of *Microcystis* and study of their role in biosorption of Fe, Ni and Cr. *Bioresour. Technol.*, vol. 98, p.p. : 595–601.
242. **Preston G.M., 2004.** Plant perceptions of plant growth-promoting *Pseudomonas*. *Phil. Trans. R. Soc. Lond. B.*, vol. 359, p.p. : 907–918.
243. **Quadt-Hallmann A., Hallmann J. et Kloepper J.W., 1997.** Bacterial endophytes in cotton: location and interaction with other plant-associated bacteria. *Can. J. Microbiol.*, vol. 43, p.p. : 254–259.

244. **Quiñones B., Pujol C.J. et Lindow S.E., 2004.** Regulation of AHL production and its contribution to epiphytic fitness in *Pseudomonas syringae*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, vol. 17, n. 5, p.p. : 521–531.
245. **Raaijmakers J.M., Leeman M., van Oorschot M.M.P., 1995.** Dose-response relationships in biological control of fusarium wilt of radish by *Pseudomonas* spp. *Phytopathology*, vol. 85, p.p. :1075–1081.
246. **Raaijmakers J.M., de Bruijn I. et de Kock M.J.D., 2006.** Cyclic lipopeptide production by plant-associated *Pseudomonas* spp.: diversity, activity, biosynthesis, and regulation. *MPMI*, vol. 19, n. 7, p.p. : 699–710.
247. **Rajarathinam K., Balamurugan T., Kulasekarapandian R., Veersami S. et Jayabalan M., 1995.** Isolation and screening of phosphate solubilizers from soil of Kamarajar district (Tamil Nadu). *J. Exotoxic Environ. Monit.*, vol. 5, p.p. :155–157.
248. **Rajendra N., Sivamani E. et Jayaraman K., 1994.** Expression of the insecticidal crystal protein gene from a Gram-positive *Bacillus thuringiensis* in a Gram-negative *Pseudomonas fluorescens* mediated by protoplast fusion. *FEMS Microbiology Letters*, Vol. 122, p.p. : 103-108.
249. **Raghothama K.G., Karthikeyan A.S., 2005.** Phosphate acquisition. *Plant Soil*, vol. 274, p.p. : 37-49.
250. **Rasch T., Wachter A., 2005.** Sulphur metabolism: a versatile platform for launching defence operations. *Trends Plant Sci.*, vol. 10, p.p. : 503–509.
251. **Reddy M.S., Ryu C.M, Zhang S., J.W. Kloepper Z. Yan, 2001.** Aqueous formulations of plant growth-promoting rhizobacteria for control of foliar pathogens. *Phytopathology*, vol. 91, p.p. : 79–85.
252. **Rezzonico F., Binder C., De´fago G. et Moe`nne-Loccoz Y., 2005.** The type III secretion system of biocontrol *Pseudomonas fluorescens* KD targets the phytopathogenic Chromista *Pythium ultimum* and promotes cucumber protection. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, vol. 18, p.p. : 991–1001.
253. **Richardson A.E., 2001.** Prospects for using soil microorganisms to improve the acquisition of phosphorus by plants. *Aust. J. Plant Physiol.*, vol. 28, p.p. : 897–906.
254. **Rodriguez H. et Fraga R., 1999.** Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnol. Adv.*, vol. 17, p.p. : 319–339.
255. **Rodriguez H., Fraga R., Ganzalez T. et Bashan Y., 2006.** Genetics of phosphate solubilization and its potential applications for improving plant growth promoting bacteria. *Plant Soil*, vol. 287, p.p. : 15–21.
256. **Ryan P.R., Delhaize E. et Randall P.J., 1995.** Characterisation of Al-stimulated efflux of malate from the apices of Al-tolerant wheat roots. *Planta*, vol. 196, p.p. : 103–110.
257. **Ryan P.R. et Delhaize E., 2001.** Function and mechanism of organic anion exudation from plant roots. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*, vol. 52, p.p. : 527–60.
258. **Ryu C.M., Farag M.A., Hu C.H., Reddy M.S., Kloepper J.W. et Pare-Paul W., 2004.** Bacterial Volatiles Induce Systemic Resistance in Arabidopsis1. *Plant Physiology*, vol. 134, p.p. : 1017–1026.

259. **Ryu C.M., Murphy J.F., Reddy M.S., et Klopper J.W., 2007.** A Two-Strain Mixture of Rhizobacteria Elicits Induction of Systemic Resistance Against *Pseudomonas syringae* and Cucumber Mosaic Virus Coupled to Promotion of Plant Growth on *Arabidopsis thaliana*. *J. Microbiol. Biotechnol.*, vol. 17, n. 2, p.p. : 280–286.
260. **Ryu C.M., Yi H.S., Ahn Y.R., Kim W.i., Huimin Z., Park S.H., Park C.S., Farag M.A., Paré P.W. et Klopper J.W., 2008.** Dynamic communication between plants and rhizobacteria via volatile signals. *In: Proc. Of the 13th International Congress on Molecular Plant-Microbe Interactions.* **Lorito M., Woo S.L. et Scala F.** *Biology of Plant-Microbe Interactions*, vol. 6, p.p. : 1-6.
261. **Saharan B.S., et Nehra V., 2011.** Plant Growth Promoting Rhizobacteria: A Critical Review. *Life Sciences and Medicine Research*, vol. : LSMR-21.
262. **Sakthivel N., Sivamani E., Unnamalai N. et Gnanamanickam S.S., 1986.** Plant growth promoting rhizobacteria in enhancing plant growth and suppressing plant pathogens. *Curr. Sci.*, vol. 55, p.p. : 22-25.
263. **Saravanakumar D. et Samiyappan R., 2007.** ACC deaminase from *Pseudomonas fluorescens* mediated saline resistance in groundnut (*Arachis hypogea*) plants. *J. Appl. Microbiol.*, vol. 102, n. 5, p.p. : 1283–1292.
264. **Sasser M., 1990.** Identification of bacteria through fatty acid analysis. *In: Methods in Phytobacteriology.* **Klement Z., Rudolph K. et Sands D.C.** Budapest, Akademiai Kiado, Hungary. p.p. : 199–204.
265. **Saubidet M.I., Fatta N. et Barneix A.J., 2002.** The effect of inoculation with *Azospirillum brasilense* on growth and nitrogen utilization by wheat plants. *Plant. Soil.*, vol. 245, p.p. : 215-222.
266. **Schachtman D.P., Reid R.J. et Ayling S.M., 1998.** Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. *Plant Physiol.*, vol. 116, p.p. : 447–453.
267. **Scher F.M., Klopper J.W. et Ziegler J.S., 1984.** A method for Assessing the root-Colonizing capacity of bacteria on maize. *Can. J. Microbiol.*, vol. 30, p.p. : 151-157.
268. **Schneider, R.W. 1994.** Biological control of seedling disease in water-seeded rice. *In : Determination of Carbon Source Utilization of Bacillus and Pythium Species by Biolog Microplate Assay.* *The Journal of Microbiology.* **Se-Chul Chun S.C., Schneider R.W. et Chung I.M., 2003.** vol. 41, n. 3, p.p. : 252-258.
269. **Schnider K.U., Bang Lejbolle K., Baehler E., Haas D., et Keel C., 2001.** The Sigma Factor AlgU (AlgT) Controls Exopolysaccharide Production and Tolerance towards Desiccation and Osmotic Stress in the Biocontrol Agent *Pseudomonas fluorescens* CHA0. *Applied and Environmental Microbiology*, p.p. : 5683–5693.
270. **Schroth M.N. et Hancock J.G., 1982.** Disease-suppressive soil and root colonizing bacteria. *Science*, vol. 216, p.p. : 1376-1381.
271. **Schuhegger R., Ihring A., Gantner S., Bahnweg G. et Knappe C., 2006.** Induction of systemic resistance in tomato by *N*-acyl-L-homoserine lactone-producing rhizosphere bacteria. *Plant Cell & Environment*, vol. 29, n. 5, p.p. : 909–918.
272. **Shaharoona B., Arshad M., Zahir Z.A. et Khalid A., 2006.** Performance of *Pseudomonas* spp. containing ACC-deaminase for improving growth and yield of

- maize (*Zea mays* L.) in the presence of nitrogenous fertilizer. *Soil Biol. Biochem.*, vol., 38, p.p. : 2971-2975.
273. **Shanahan P., Ó Sullivan D.J., Simpson P., Glennon J.D. et Gara F. Ó., 1992.** Isolation of 2,4-diacetylphlorogluciol from a fluorescent pseudomonad and investigation of physiological parameters influencing its production. *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 58, p.p. : 353-358.
 274. **Sharifi-Tehrani A., Zala M., Natsch A., Moe`nne-Loccoz Y. et De´fago G., 1998.** Biocontrol of soil-borne fungal plant diseases by 2,4-diacetylphloroglucinol-producing fluorescent Pseudomonads with different restriction profiles of amplified 16S rDNA. *European Journal of Plant Pathology*, vol. 104, p.p. : 631–643.
 275. **Sheng X.F., 2005.** Growth promotion and increased potassium uptake of cotton and rape by a potassium releasing strain of *Bacillus edaphicus*. *Soil Biology & Biochemistry*, vol. 37, p.p. : 1918–1922.
 276. **Sheng X.F. et He L.Y., 2006.** Solubilization of potassium-bearing minerals by a wild-type strain of *Bacillus edaphicus* and its mutants and increased potassium uptake by wheat. *Can. J. Microbiol.*, vol. 52, p.p. : 66–72.
 277. **Shtark O.Y., Shaposhnikov A.I. et Kravchenko L.V., 2003.** The production of antifungal metabolites by *Pseudomonas chlororaphis* grown on different nutrient sources. *Microbiology*, vol. 72, n. 5, p.p. : 574–578.
 278. **Siddiqui Z. A., 2006.** PGPR: Biocontrol and Biofertilization. Springer, Dordrecht , 318 p.
 279. **Silo-Suh L.A., Lethbridge B.J., Raffel S.J., He H., Clardy J. et Handelsman J., 1994.** Biological activities of two fungistatic antibiotics produced by *Bacillus cereus* UW85. *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 60, p.p. : 2023–2030.
 280. **Sindhu S.S., Gupta S.K. et Dadarwal K.R., 1999.** Antagonistic effect of *Pseudomonas* spp. on pathogenic fungi and enhancement of plant growth in green gram (*Vignaradiata*). *Biol. Fertil. Soils*, vol. 29, p.p. : 62–68.
 281. **Sindhu S.S. et Dadarwal K.R., 2001.** Chitinolytic and cellulolytic *Pseudomonas* sp. antagonistic to fungal pathogens enhances nodulation by *Mesorhizobium* sp. *Cicer* in chickpea. *Microbiol Res.*, vol. 156, p.p. : 353–358.
 282. **Sindhu S.S., Rakshiya Y.S. et Sahu G., 2009.** Biological control of soilborne plant pathogens with rhizosphere bacteria. *Pest Technol.*, vol. 3, p.p. : 10–21.
 283. **Sindhu S.S., Dua S., Verma M.K., et Khandelwal A., 2010.** Growth Promotion of Legumes by Inoculation of Rhizosphere Bacteria. *In* : *Microbes for Legume Improvement*. Khan M.S., Zaidi A. et Musarrat J. Springer, NewYork. p.p. : 195-235.
 284. **Singh G. et Mukerji K.G., 2006.** Root exudates as determinant of rhizospheric microbial biodiversity. *In*: *Microbial activity in the rhizosphere*. Mukerji K., Manoharachary C. et Singh J. *Soil Biology*, vol. 7, Springer, Berlin. p.p. : 39-53.
 285. **Spaepen S., Vanderleyden J. et Remans R., 2007.** Indole-3-acetic acid in microbial and microorganism-plant signaling. *FEMS Microbial Rev.*, vol. 31, p.p. : 425–428.
 286. **Srivastava L.M., 2002.** Plant Growth and Development: Hormones and Environment. Academic Press, San Diego, 772p.

287. **Stabb W.V., Jacobson L.M. et Handelsman J., 1994.** Zwittermicin A– producing strains of *Bacillus cereus* from diverse soils. *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 60, p.p. : 4404–4412.
288. **Stead D.E., Sellwood J.E., Wilson J. et Viney I., 1992.** Evaluation of a commercial microbial identification system based on fatty acid profiles for rapid, accurate identification of plant pathogenic bacteria. *Journal of Applied Bacteriology*, vol. 72, p.p. : 315–321.
289. **Steenhoudt O. et Vanderleyden J., 2000.** *Azospirillum*, a free-living nitrogenfixing bacterium closely associated with grasses: genetic, biochemical and ecological aspects. *FEMS Microbiology Reviews*, vol. 24, p.p. : 487-506.
290. **Stengel P. et Gelin S., 1998.** *Sol : interface fragile*. Editions INRA, Paris, 102p.
291. **Stephens C. et Murray W., 2001.** Pathogen evolution: how good bacteria go bad. *Curr. Biol.*, vol. 11, p.p. : 53–56.
292. **Stevenson F.J. et Cole M.A., 1999.** *Cycles of soil*. Second Edition. John Wiley & Sons, London, 428 p.
293. **Stockwell V.O., et Stack J.P., 2007.** Using *Pseudomonas* spp. for integrated biological control. *Phytopathology*, vol. 97, p.p. : 244–249.
294. **Suslov T.V., 1982.** Role of root-colonizing bacteria in plant growth. *In: Phytopathogenic Prokariotes*. Academic Press, London. p.p. : 187–223.
295. **Swain M.R., Naskar S.K., Ray R.C., 2007.** Indole-3-acetic acid production and effect on sprouting of yam (*Dioscorea rotundata* L.) minisetts by *Bacillus subtilis* isolated from culturable cowdung microflora. *Polish J. Microbiol.*, vol. 56, p.p. : 102-110.
296. **Swift S., Throup J.P., Williams P., Salmond G.P. et Stewart G.S., 1996.** **Quorum sensing: a population-density component in the determination of bacterial phenotype.** *Trends in Biochemical Sciences*, vol. 21, n. 6, p.p. : 214–219.
297. **Tabet-Aoul M., 2010.** *Développement et environnement au Maghreb : Contraintes et enjeux*. Institut québécois des hautes études internationales, Québec, 251 p.
298. **Taele W.D., Paponov I.A. et Palme K., 2006.** Auxin in action: signaling, transport and the control of plant growth and development. *Nat. Rev. Mol. Cell Biol.*, vol. 7, p.p. : 847–859.
299. **Teplitski M., Robinson J.B., Bauer W.D., 2000.** Plants secrete substances that mimic bacterial N-acyl homoserine lactone signal activities and affect population density-dependent behaviors in associated bacteria. *Mol Plant-Microbe Interact*, vol. 13, p.p. : 637–648.
300. **Tikhonovich I.A. et Provorov N.A., 2007.** **Beneficial plant-microbe interactions .** *In: Comprehensive and molecular phytopathology*. Dyakov Y.T., Dzhavakhiya V. et Korpela T. Elsevier, Amsterdam. p.p. : 365 – 420.
301. **Tizzard A.C., Vergnon M. et Clinton P.W., 2006.** The unseen depths of soils- how plant growth promoting microbes may advance commercial forestry practices. *New Zealand Journal of Forestry*, vol. 51, suppl. 3, p.p. : 9-12.

302. Tokuda Y., Takashi A. et Shoda M., 1995. Survival of *Bacillus subtilis* NB22 and its transformant in soil. *Appl. Soil Ecol.*, vol. 2, p.p. : 85–94.
303. Tran H., Ficke A., Asiimwe T., Höfte M., Raaijmakers J.M., 2007. Role of the cyclic lipopeptide massetolide A in biological control of *Phytophthora infestans* and in colonization of tomato plants by *Pseudomonas fluorescens*. *New Phytol.*, vol. 175, p.p. : 731-742.
304. UNFPA, 2011. Etat de la population mondiale 2011. <http://foweb.unfpa.org/SWP2011/reports/FR-SWOP2011.pdf>, consulté le 14-02-2012.
305. Uren N.C., 2001. Types, amounts, and possible functions of compounds released into the rhizosphere by soil-grown plants. *In: The rhizosphere*. Pinton R., Varanini Z. et Nannipieri P. Marcel Dekker, New York. P.p. : 19–40.
306. Valizadeh G.R., Rengel Z. et Rate A.W., 2003. Response of wheat genotypes efficient in P utilisation and genotypes responsive to P fertilisation to different P banding depths and watering regimes. *Aust. J. Agric. Res.*, vol. 54, p.p. : 59-65.
307. Van Loon L.C., Bakker P.A.H.M. et Pieterse C.M.J., 1998. Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. *Annu. Rev. Phytopathol.*, vol. 36, p.p. : 453–483.
308. Venkateswarlu B., Rao A.V. et Raina P., 1984. Evaluation of phosphorus solubilization by microorganisms isolated from arid soils. *J. Indian Soc. Soil Sci.*, vol. 32, p.p. : 273–277.
309. Verhagen B.W.M., Glazebrook J., Zhu T., Chang H.S., Van Loon L.C. et Pieterse C.M. J., 2004. The transcriptome of rhizobacteria-induced systemic resistance in *Arabidopsis*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, vol. 17, p.p. : 895–908.
310. Vessey J.K., 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant Soil*, vol. 255, p.p. : 571–586.
311. Vikram A., Hamzehzarghani H., Al-Mughrabi K.I., Krishnaraj P.U. et Jagadeesh K.S., 2007. Interaction Between *Pseudomonas fluorescens* FPD-15 and *Bradyrhizobium* spp. in Peanut. *Biotechnology*, vol. 6, p.p. : 292-298.
312. Viollet A., 2010. Influence du système de sécrétion de type III bactérien dans les interactions plante-*Pseudomonas* spp. fluorescents non pathogènes. Thèse de doctorat, Université de Bourgogne-Unité Mixte de Recherche, Bourgogne, 168p.
313. Vitousek P.M., Aber J.D., Howarth R.W., Likens G.E., Matson P.A., Schindler D.W., Schlesinger W.H. et Tilman D.G., 1997. Human alteration of the global nitrogen cycle: sources and consequences. *Ecol. Appl.*, vol. 7, p.p. : 737–750.
314. Voisard C., Keel C., Haas D. et Defago G., 1989. Cyanide production by *Pseudomonas fluorescens* helps suppress black root rot of tobacco under gnotobiotic conditions. *The EMBO Journal*, vol. 8, p.p. : 351-358.

315. Walker T.S., Bais H.P., Grotewold E., et Vivanco J.M., 2003. Root exudation and rhizosphere biology. *Plant Physiol.*, vol. 132, p.p. : 44–51.
316. Wang C., Knill E., Glick B.R. et Defago G., 2000. Effect of transferring 1-amino-cyclopropane-1-carboxylic acid (ACC) deaminase genes into *Pseudomonas fluorescens* strain CHAO and its gacA derivative CHA96 on their growth-promoting and disease-suppressive capabilities. *Can. J. Microbiol.*, vol. 46, n. 10, p.p. : 898-907.
317. Weller D.M., Raaijmakers J.M., Gardener B.B. et Thomashow L.S., 2002. Microbial populations responsible for specific soil suppressiveness to plant pathogens. *Annual Review of Phytopathology*, vol. 40, p.p. : 309–348.
318. Werner T., Motyka V., Strnad M. et Schmulling T., 2001. Regulation of plant growth by cytokinin. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.*, vol. 98, p.p. : 1048–1049.
319. Whitehead N.A., Barnard A.M.I., Slater H., Simpson N.J.L. et Salmond G.P.C., 2001. Quorum-sensing in gram-negative bacteria. *FEMS Microbiology Reviews*, vol. 25, p.p. : 365–404.
320. Wightwick A. et Allinson G. 2007. Pesticide residues in Victorian waterways: a review. *Australasian Journal of Ecotoxicology*, vol. 13, p.p. : 91 – 112.
321. Wipat A. et Harwood C. R., 1999. The *Bacillus subtilis* genome sequence: the molecular blueprint of a soil bacterium. *FEMS Microbiology Ecology*, vol. 28, n. 1, p.p. : 1-9.
322. Wulff E.G., Mguni C.M., Mansfeld-Giese K., Fels J., Lübeck M. et Hockenhull J., 2002. Biochemical and molecular characterization of *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. subtilis*, and *B. pumilis* isolates with distinct antagonistic potential against *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. *Plant Pathology*, vol. 51, p.p. : 574–84.
323. Wulff E.G., van Vuurde J.W.L. et Hockenhull J., 2003. The ability of the biological control agent *Bacillus subtilis*, strain BB, to colonise vegetable brassicas endophytically following seed inoculation. *Plant and Soil*, vol. 255, p.p. : 463–474.
324. Xavier I.J., Holloway G. et Leggett M., 2004. Development of rhizobial inoculant formulations.
<http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/cm/review/2004/develop/>, consulté le 17-11-2011.
325. Xie H., Pasternak J.J. et Glick B.R., 1996. Isolation and characterization of mutants of the plant growth-promoting rhizobacterium *Pseudomonas putida* GR12-2 that overproduce indole acetic acid. *Curr. Microbiol.*, vol. 32, p.p. : 67–71.
326. Yang J., Kloepper J.W. et Ryu C.M., 2009. Rhizosphere bacteria help plants tolerate abiotic stress. *Trends Plant Sci.*, vol. 14, p.p. : 1–4.
327. Yasmin S., Abt B., Schrettl M., Moussa T.A., Werner E.R., Haas H., 2009. The interplay between iron and zinc metabolism in *Aspergillus fumigatus*. *Fungal Genet. Biol.*, vol. 46, p.p. : 707–713.
328. Young C.S., Lethbridge G., Shaw L.J. et Burns R.G., 1995. Survival of inoculated *Bacillus cereus* spores and vegetative cells in nonplanted and rhizosphere soil. *Soil Biol. Biochem.*, vol. 27, p.p. : 1017-1026.
329. Yu X., Ai C., Li X. et ZHOU G., 2011. The siderophore-producing bacterium, *Bacillus subtilis* CAS15, has a biocontrol effect on Fusarium wilt and promotes the growth of pepper. *European journal of soil biology*, vol. 47, n. 2, p.p. : 138-145.

- 330. Zahir Z.A., Arshad M. et Frankenberger W.T., 2004. Plant growth promoting rhizobacteria: applications and perspectives in agriculture. Adv. In. Agron., vol. 81, p.p. : 97-168.**

ANNEXES

Annexe I
Milieux de culture

Milieu B de King (KB) (King *et al.*, 1954)

Peptone (Difco)	20 g
Glycerole (Prolabo)	15 ml
KH ₂ PO ₄ (Sigma)	1,5 g
MgSO ₄ (Sigma)	1,5 g
Agar (Sigma)	15 g
Eau distillée	1000 ml

pH = 7,2 autoclavage 20 minutes à 120° C

Milieu de gélose nutritive

Peptone	5 g
NaCl	5 g
Extrait de levure	2 g
Extrait de viande	1 g
Agar	15g
Eau distillée	1000 ml

pH 7, autoclavage 20 minutes à 120° C

Annexe II

Réactifs du dosage du phosphore

Réactif 1.

- Mettre environ 500 mL d'eau distillée un bécher de 1 L
- Ajouter 168 mL d'acide sulfurique et un gros barreau aimanté
- Agiter et placer le bécher au congélateur afin de descendre la température à -10°C
- Peser 17.55 g d'heptamolybdate d'ammonium $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ et l'ajouter dans un becher de 250 mL contenant 150 mL d'eau distillée
- Ajouter les 150 mL dans la solution d'acide sulfurique concentré à 98 % H_2SO_4 et compléter à 1 L dans une fiole.

Réactif 2.

- Chauffer 100 mL d'eau distillée à 80°C sur l'agitateur chauffant
- Dissoudre 3.5 g de PVA polyvinyl Alcool (PM 72000) et laisser refroidir à température ambiante
- Dissoudre 0.35 g d'oxalate de vert malachite $(\text{C}_2\text{H}_5\text{N}_2)_2\text{O}(\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4)_2$ et ajuster à 1 L dans une fiole

Annexe III
Tests statistiques

1. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne

1. 1. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	529,376 ^a	8	66,172	230,598	,000
Sol	1,058	1	1,058	3,688	,073
Souche	4,963	3	1,654	5,765	,007
Sol * Souche	,128	3	,043	,149	,929
Erreur	4,591	16	,287		
Total	533,967	24			
R deux = ,991 (R deux ajusté = ,987)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,507	,775		

1. 2. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	8577,124 ^a	8	1072,140	227,371	,000
Sol	254,867	1	254,867	54,050	,000
Souche	57,502	3	19,167	4,065	,025
Sol * Souche	2,214	3	,738	,156	,924
Erreur	75,446	16	4,715		
Total	8652,570	24			
R deux = ,991 (R deux ajusté = ,987)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,223	,140		

1. 3. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	22290,760 ^a	8	2786,345	491,856	,000
Sol	582,825	1	582,825	102,882	,000
Souche	241,150	3	80,383	14,190	,000
Sol * Souche	6,359	3	2,120	,374	,773
Erreur	90,639	16	5,665		
Total	22381,400	24			
R deux = ,996 (R deux ajusté = ,994)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6			a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000	1,000	,950	

1. 4. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1952,677 ^a	8	244,085	93,311	,000
Sol	38,153	1	38,153	14,585	,002
Souche	56,028	3	18,676	7,140	,003
Sol * Souche	2,399	3	,800	,306	,821
Erreur	41,853	16	2,616		
Total	1994,530	24			
R deux = ,979 (R deux ajusté = ,969)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6			a	
C7R12	6			a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000		,069	

1. 5. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie aérienne des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	40304,351 ^a	8	5038,044	347,282	,000
Sol	262,549	1	262,549	18,098	,001
Souche	184,780	3	61,593	4,246	,022
Sol * Souche	75,210	3	25,070	1,728	,201
Erreur	232,113	16	14,507		
Total	40536,464	24			
R deux = ,994 (R deux ajusté = ,991)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,062	,603		

2. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles

2.1. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	299,357 ^a	8	37,420	229,856	,000
Sol	,592	1	,592	3,638	,075
Souche	2,801	3	,934	5,736	,007
Sol * Souche	,071	3	,024	,144	,932
Erreur	2,605	16	,163		
Total	301,962	24			
R deux = ,991 (R deux ajusté = ,987)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,511	,773		

2. 2. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	6079,542 ^a	8	759,943	210,949	,000
Sol	185,315	1	185,315	51,441	,000
Souche	41,253	3	13,751	3,817	,031
Sol * Souche	,784	3	,261	,073	,974
Erreur	57,640	16	3,602		
Total	6137,182	24			
R deux = ,991 (R deux ajusté = ,986)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,188	,187		

2.3. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	11944,919 ^a	8	1493,115	430,717	,000
Sol	361,338	1	361,338	104,235	,000
Souche	138,784	3	46,261	13,345	,000
Sol * Souche	1,263	3	,421	,121	,946
Erreur	55,465	16	3,467		
Total	12000,384	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,993)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6			a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000	1,000	,663	

2.4. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	706,162 ^a	8	88,270	86,892	,000
Sol	15,666	1	15,666	15,421	,001
Souche	25,909	3	8,636	8,501	,001
Sol * Souche	,881	3	,294	,289	,833
Erreur	16,254	16	1,016		
Total	722,416	24			
R deux = ,978 (R deux ajusté = ,966)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6		b		
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000	,635	1,000	

2.5. Variable dépendante : Biomasse fraîche des feuilles des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	10461,228 ^a	8	1307,654	257,260	,000
Sol	51,338	1	51,338	10,100	,006
Souche	58,419	3	19,473	3,831	,030
Sol * Souche	9,231	3	3,077	,605	,621
Erreur	81,328	16	5,083		
Total	10542,556	24			
R deux = ,992 (R deux ajusté = ,988)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,059	,556		

3. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne

3.1. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	5,683 ^a	8	,710	281,327	,000
Sol	,022	1	,022	8,554	,010
Souche	,111	3	,037	14,629	,000
Sol * Souche	,002	3	,001	,207	,890
Erreur	,040	16	,003		
Total	5,723	24			
R deux = ,993 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,094	,466		

3.2. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	94,777 ^a	8	11,847	201,810	,000
Sol	3,176	1	3,176	54,094	,000
Souche	1,454	3	,485	8,254	,002
Sol * Souche	,015	3	,005	,086	,966
Erreur	,939	16	,059		
Total	95,716	24			
R deux = ,990 (R deux ajusté = ,985)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,074		

3.3. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	421,251 ^a	8	52,656	273,641	,000
Sol	10,895	1	10,895	56,616	,000
Souche	5,447	3	1,816	9,435	,001
Sol * Souche	,239	3	,080	,414	,745
Erreur	3,079	16	,192		
Total	424,330	24			
R deux = ,993 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,070		

3.4. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	10,003 ^a	8	1,250	62,616	,000
Sol	,177	1	,177	8,861	,009
Souche	,381	3	,127	6,368	,005
Sol * Souche	,020	3	,007	,341	,796
Erreur	,320	16	,020		
Total	10,322	24			
R deux = ,969 (R deux ajusté = ,954)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,066	,068		

3.5. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie aérienne des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1058,561 ^a	8	132,320	313,205	,000
Sol	7,009	1	7,009	16,591	,001
Souche	6,855	3	2,285	5,409	,009
Sol * Souche	2,291	3	,764	1,808	,186
Erreur	6,760	16	,422		
Total	1065,321	24			
R deux = ,994 (R deux ajusté = ,990)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,383		

4. Variable dépendante : Surface foliaire

4.1. Variable dépendante : Surface foliaire des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	703504,393 ^a	8	87938,049	235,278	,000
Sol	2337,019	1	2337,019	6,253	,024
Souche	9611,101	3	3203,700	8,571	,001
Sol * Souche	765,224	3	255,075	,682	,576
Erreur	5980,192	16	373,762		
Total	709484,585	24			
R deux = ,992 (R deux ajusté = ,987)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,841	,237		

4.2. Variable dépendante : Surface foliaire des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	17061505,338 ^a	8	2132688,167	168,473	,000
Sol	472078,695	1	472078,695	37,292	,000
Souche	162813,035	3	54271,012	4,287	,021
Sol * Souche	5353,530	3	1784,510	,141	,934
Erreur	202542,420	16	12658,901		
Total	17264047,758	24			
R deux = ,988 (R deux ajusté = ,982)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,192	,142		

4.3. Variable dépendante : Surface foliaire des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	32744835,011 ^a	8	4093104,376	236,409	,000
Sol	754666,972	1	754666,972	43,588	,000
Souche	447815,775	3	149271,925	8,622	,001
Sol * Souche	14213,302	3	4737,767	,274	,844
Erreur	277019,068	16	17313,692		
Total	33021854,079	24			
R deux = ,992 (R deux ajusté = ,987)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,106		

4.4. Variable dépendante : Surface foliaire des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2146719,527 ^a	8	268339,941	132,109	,000
Sol	56545,314	1	56545,314	27,838	,000
Souche	90037,756	3	30012,585	14,776	,000
Sol * Souche	5952,047	3	1984,016	,977	,428
Erreur	32499,191	16	2031,199		
Total	2179218,718	24			
R deux = ,985 (R deux ajusté = ,978)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6		b		
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000	,748	1,000	

4.5. Variable dépendante : Surface foliaire des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	17413802,488 ^a	8	2176725,311	273,076	,000
Sol	63276,852	1	63276,852	7,938	,012
Souche	106659,752	3	35553,251	4,460	,019
Sol * Souche	18245,999	3	6082,000	,763	,531
Erreur	127538,078	16	7971,130		
Total	17541340,566	24			
R deux = ,993 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6			a	
C7R12	6			a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000		,438	

5. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire

5.1. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	81,046 ^a	8	10,131	261,578	,000
Sol	,194	1	,194	5,019	,040
Souche	,988	3	,329	8,508	,001
Sol * Souche	,001	3	,000	,007	,999
Erreur	,620	16	,039		
Total	81,665	24			
R deux = ,992 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,313	,275		

5.2. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2777,365 ^a	8	347,171	98,457	,000
Sol	138,192	1	138,192	39,191	,000
Souche	38,676	3	12,892	3,656	,035
Sol * Souche	2,368	3	,789	,224	,878
Erreur	56,418	16	3,526		
Total	2833,783	24			
R deux = ,980 (R deux ajusté = ,970)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,067	,714		

5.3. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	8595,522 ^a	8	1074,440	215,728	,000
Sol	206,741	1	206,741	41,510	,000
Souche	63,513	3	21,171	4,251	,022
Sol * Souche	2,127	3	,709	,142	,933
Erreur	79,689	16	4,981		
Total	8675,211	24			
R deux = ,991 (R deux ajusté = ,986)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,050	,526		

5.4. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	32,113 ^a	8	4,014	138,612	,000
Sol	,396	1	,396	13,690	,002
Souche	1,244	3	,415	14,325	,000
Sol * Souche	,153	3	,051	1,755	,196
Erreur	,463	16	,029		
Total	32,576	24			
R deux = ,986 (R deux ajusté = ,979)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6		b		
C7R12+BS	6			a	
Sig.		1,000	,309	1,000	

5.5. Variable dépendante : Biomasse fraîche de la partie racinaire des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1008,814 ^a	8	126,102	138,402	,000
Sol	11,834	1	11,834	12,988	,002
Souche	9,817	3	3,272	3,591	,037
Sol * Souche	3,652	3	1,217	1,336	,298
Erreur	14,578	16	,911		
Total	1023,392	24			
R deux = ,986 (R deux ajusté = ,979)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,060	,579		

6. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire

6.1. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	,831 ^a	8	,104	259,813	,000
Sol	,005	1	,005	13,500	,002
Souche	,019	3	,006	16,028	,000
Sol * Souche	1,000E-4	3	3,333E-5	,083	,968
Erreur	,006	16	,000		
Total	,838	24			
R deux = ,992 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,265	,060		

6.2. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	42,619 ^a	8	5,327	90,615	,000
Sol	2,251	1	2,251	38,287	,000
Souche	1,370	3	,457	7,769	,002
Sol * Souche	,008	3	,003	,048	,986
Erreur	,941	16	,059		
Total	43,560	24			
R deux = ,978 (R deux ajusté = ,968)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,144		

6.3. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	67,436 ^a	8	8,429	153,066	,000
Sol	,561	1	,561	10,191	,006
Souche	,727	3	,242	4,401	,019
Sol * Souche	,046	3	,015	,278	,840
Erreur	,881	16	,055		
Total	68,317	24			
R deux = ,987 (R deux ajusté = ,981)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,597		

6.4. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	,220 ^a	8	,028	95,652	,000
Sol	,001	1	,001	2,841	,111
Souche	,005	3	,002	5,314	,010
Sol * Souche	,002	3	,001	2,068	,145
Erreur	,005	16	,000		
Total	,225	24			
R deux = ,980 (R deux ajusté = ,969)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,192	,073		

6.5. Variable dépendante : Biomasse sèche de la partie racinaire des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	16,961 ^a	8	2,120	78,973	,000
Sol	,077	1	,077	2,871	,110
Souche	,225	3	,075	2,797	,074
Sol * Souche	,058	3	,019	,723	,553
Erreur	,430	16	,027		
Total	17,390	24			
R deux = ,975 (R deux ajusté = ,963)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.			,062		

7. Variable dépendante : Longueur des racines

7.1. Variable dépendante : Longueur des racines des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	9944,438 ^a	8	1243,055	170,172	,000
Sol	124,898	1	124,898	17,098	,001
Souche	113,133	3	37,711	5,163	,011
Sol * Souche	16,195	3	5,398	,739	,544
Erreur	116,875	16	7,305		
Total	10061,313	24			
R deux = ,988 (R deux ajusté = ,983)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6	c	b		
C7R12	6		b	a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		,583	,054	,497	

7.2. Variable dépendante : Longueur des racines des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	15565,479 ^a	8	1945,685	270,214	,000
Sol	1,378	1	1,378	,191	,668
Souche	68,883	3	22,961	3,189	,052
Sol * Souche	3,758	3	1,253	,174	,912
Erreur	115,208	16	7,201		
Total	15680,688	24			
R deux = ,993 (R deux ajusté = ,989)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,140	,392		

7.3. Variable dépendante : Longueur des racines des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	16640,297 ^a	8	2080,037	985,410	,000
Sol	12,184	1	12,184	5,772	,029
Souche	27,741	3	9,247	4,381	,020
Sol * Souche	5,071	3	1,690	,801	,511
Erreur	33,773	16	2,111		
Total	16674,070	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,997)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,579		

7.4. Variable dépendante : Longueur des racines des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	10033,196 ^a	8	1254,150	210,399	,000
Sol	11,872	1	11,872	1,992	,177
Souche	38,908	3	12,969	2,176	,131
Sol * Souche	3,550	3	1,183	,199	,896
Erreur	95,373	16	5,961		
Total	10128,569	24			
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	a			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.			,101		

7.5. Variable dépendante : Longueur des racines des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	31975,781 ^a	8	3996,973	381,677	,000
Sol	27,392	1	27,392	2,616	,125
Souche	23,009	3	7,670	,732	,548
Sol * Souche	18,505	3	6,168	,589	,631
Erreur	167,554	16	10,472		
Total	32143,335	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,992)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,542			

8. Variable dépendante : Hauteur des tiges

8.1. Variable dépendante : Hauteur des tiges de haricot après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	4577,407 ^a	8	572,176	1170,493	,000
Sol	7,832	1	7,832	16,021	,001
Souche	2,587	3	,862	1,764	,195
Sol * Souche	,015	3	,005	,011	,998
Erreur	7,821	16	,489		
Total	4585,228	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,997)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,177			

8.2. Variable dépendante : Hauteur des tiges de haricot après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	7087,068 ^a	8	885,884	830,737	,000
Sol	44,065	1	44,065	41,322	,000
Souche	9,380	3	3,127	2,932	,065
Sol * Souche	,043	3	,014	,013	,998
Erreur	17,062	16	1,066		
Total	7104,131	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,447	,126		

8.3. Variable dépendante : Hauteur des tiges de haricot après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	26178,164 ^a	8	3272,271	2351,100	,000
Sol	113,753	1	113,753	81,730	,000
Souche	12,580	3	4,193	3,013	,061
Sol * Souche	2,221	3	,740	,532	,667
Erreur	22,269	16	1,392		
Total	26200,433	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,999)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,073			

8.4. Variable dépendante : Hauteur des tiges de tomate après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	5452,260 ^a	8	681,533	1642,247	,000
Sol	,277	1	,277	,668	,426
Souche	3,238	3	1,079	2,601	,088
Sol * Souche	,036	3	,012	,029	,993
Erreur	6,640	16	,415		
Total	5458,900	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,998)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,086			

8.5. Variable dépendante : Hauteur des tiges de tomate après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	87611,663 ^a	8	10951,458	613,323	,000
Sol	31,396	1	31,396	1,758	,203
Souche	75,049	3	25,016	1,401	,279
Sol * Souche	85,829	3	28,610	1,602	,228
Erreur	285,695	16	17,856		
Total	87897,359	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,371			

9. Variable dépendante : Diamètre des tiges

9.1. Variable dépendante : Diamètre des tiges de haricot après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	220,961 ^a	8	27,620	1058,580	,000
Sol	,016	1	,016	,594	,452
Souche	,054	3	,018	,684	,575
Sol * Souche	,004	3	,001	,057	,981
Erreur	,417	16	,026		
Total	221,378	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,997)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,595			

9. 2. Variable dépendante : Diamètre des tiges de haricot après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	442,460 ^a	8	55,307	1056,999	,000
Sol	,078	1	,078	1,495	,239
Souche	,052	3	,017	,333	,802
Sol * Souche	,030	3	,010	,192	,900
Erreur	,837	16	,052		
Total	443,297	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,997)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,760			

9.3. Variable dépendante : Diamètre des tiges de haricot après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	577,905 ^a	8	72,238	412,161	,000
Sol	3,353	1	3,353	19,128	,000
Souche	,151	3	,050	,288	,833
Sol * Souche	,022	3	,007	,041	,988
Erreur	2,804	16	,175		
Total	580,709	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,993)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,821			

9.4. Variable dépendante : Diamètre des tiges de tomate après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	260,567 ^a	8	32,571	580,499	,000
Sol	,036	1	,036	,642	,435
Souche	,142	3	,047	,845	,489
Sol * Souche	,017	3	,006	,103	,957
Erreur	,898	16	,056		
Total	261,464	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,488			

9.5. Variable dépendante : Diamètre des tiges de tomate après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1353,186 ^a	8	169,148	1623,334	,000
Sol	1,708	1	1,708	16,392	,001
Souche	,118	3	,039	,377	,771
Sol * Souche	,047	3	,016	,151	,928
Erreur	1,667	16	,104		
Total	1354,853	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,998)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,796			

10. Variable dépendante : Nombre de feuilles

10.1. Variable dépendante : Nombre de feuilles des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	309,800 ^a	8	38,725	688,444	,000
Sol	,082	1	,082	1,452	,246
Souche	,098	3	,033	,583	,635
Sol * Souche	,018	3	,006	,109	,954
Erreur	,900	16	,056		
Total	310,700	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,625			

10.2. Variable dépendante : Nombre de feuilles des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1449,153 ^a	8	181,144	1542,527	,000
Sol	,043	1	,043	,362	,556
Souche	,234	3	,078	,663	,587
Sol * Souche	,082	3	,027	,234	,871
Erreur	1,879	16	,117		
Total	1451,032	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,998)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,523			

10.3. Variable dépendante : Nombre de feuilles des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	3054,656 ^a	8	381,832	813,801	,000
Sol	24,301	1	24,301	51,793	,000
Souche	4,088	3	1,363	2,904	,067
Sol * Souche	,231	3	,077	,164	,919
Erreur	7,507	16	,469		
Total	3062,163	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1			
Témoin	6	a			
BS	6	a			
C7R12	6	a			
C7R12+BS	6	a			
Sig.		,470			

10.4. Variable dépendante : Nombre de feuilles des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1580,723 ^a	8	197,590	1908,164	,000
Sol	,111	1	,111	1,069	,317
Souche	1,233	3	,411	3,968	,027
Sol * Souche	,038	3	,013	,122	,946
Erreur	1,657	16	,104		
Total	1582,380	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,998)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,093	,449		

10.5. Variable dépendante : Nombre de feuilles des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	4414,780 ^a	8	551,847	17626,218	,000
Sol	,796	1	,796	25,415	,000
Souche	1,041	3	,347	11,085	,000
Sol * Souche	,248	3	,083	2,640	,085
Erreur	,501	16	,031		
Total	4415,281	24			
R deux = 1,000 (R deux ajusté = 1,000)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,355		

11. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a

11.1. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	20,025 ^a	8	2,503	637,739	,000
Sol	,009	1	,009	2,246	,153
Souche	,068	3	,023	5,803	,007
Sol * Souche	,001	3	,000	,050	,985
Erreur	,063	16	,004		
Total	20,088	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,099	,100		

11.2. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	15,082 ^a	8	1,885	399,349	,000
Sol	,023	1	,023	4,833	,043
Souche	,049	3	,016	3,442	,042
Sol * Souche	,000	3	,000	,034	,991
Erreur	,076	16	,005		
Total	15,158	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,993)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,227	,113		

11.3. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	8,259 ^a	8	1,032	409,516	,000
Sol	,020	1	,020	7,869	,013
Souche	,036	3	,012	4,718	,015
Sol * Souche	,001	3	,000	,178	,910
Erreur	,040	16	,003		
Total	8,299	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,993)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,466		

11.4. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	20,287 ^a	8	2,536	807,164	,000
Sol	,035	1	,035	11,225	,004
Souche	,046	3	,015	4,847	,014
Sol * Souche	,002	3	,001	,258	,854
Erreur	,050	16	,003		
Total	20,337	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,600		

11.5. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle a des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	11,775 ^a	8	1,472	554,531	,000
Sol	,060	1	,060	22,606	,000
Souche	,030	3	,010	3,828	,031
Sol * Souche	,008	3	,003	,992	,422
Erreur	,042	16	,003		
Total	11,817	24			
R deux = ,996 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,843		

12. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b

12.1. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	5,559 ^a	8	,695	170,686	,000
Sol	,004	1	,004	,921	,351
Souche	,082	3	,027	6,732	,004
Sol * Souche	,001	3	,000	,045	,987
Erreur	,065	16	,004		
Total	5,624	24			
R deux = ,988 (R deux ajusté = ,983)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6	c	b		
C7R12	6		b	a	
C7R12+BS	6			a	

Sig.		,155	,208	,155
------	--	------	------	------

12.2. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	3,721 ^a	8	,465	185,747	,000
Sol	,043	1	,043	17,311	,001
Souche	,027	3	,009	3,590	,037
Sol * Souche	,000	3	,000	,055	,982
Erreur	,040	16	,003		
Total	3,761	24			
R deux = ,989 (R deux ajusté = ,984)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,432	,084		

12.3. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2,548 ^a	8	,318	142,061	,000
Sol	,032	1	,032	14,069	,002
Souche	,024	3	,008	3,590	,037
Sol * Souche	,002	3	,001	,334	,801
Erreur	,036	16	,002		
Total	2,583	24			
R deux = ,986 (R deux ajusté = ,979)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,107	,494		

12.4. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	11,206 ^a	8	1,401	688,867	,000
Sol	,015	1	,015	7,133	,017
Souche	,051	3	,017	8,330	,001
Sol * Souche	,002	3	,001	,297	,827
Erreur	,033	16	,002		
Total	11,238	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,392		

12.5. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle b des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	6,051 ^a	8	,756	650,613	,000
Sol	,023	1	,023	20,161	,000
Souche	,014	3	,005	3,884	,029
Sol * Souche	,004	3	,001	1,065	,392
Erreur	,019	16	,001		
Total	6,069	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,826		

13. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab

13.1. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	46,588 ^a	8	5,823	491,778	,000
Sol	,024	1	,024	2,032	,173
Souche	,303	3	,101	8,536	,001
Sol * Souche	,001	3	,000	,033	,992
Erreur	,189	16	,012		
Total	46,777	24			
R deux = ,996 (R deux ajusté = ,994)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2	3	
Témoin	6	c			
BS	6	c	b		
C7R12	6		b	a	
C7R12+BS	6			a	
Sig.		,078	,157	,164	

13.2. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	33,696 ^a	8	4,212	792,856	,000
Sol	,129	1	,129	24,295	,000
Souche	,149	3	,050	9,343	,001
Sol * Souche	,001	3	,000	,052	,984
Erreur	,085	16	,005		
Total	33,781	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6	b			
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,059	1,000		

13.3. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	19,938 ^a	8	2,492	530,466	,000
Sol	,102	1	,102	21,761	,000
Souche	,116	3	,039	8,242	,002
Sol * Souche	,007	3	,002	,480	,701
Erreur	,075	16	,005		
Total	20,013	24			
R deux = ,996 (R deux ajusté = ,994)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,252		

13.4. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	61,640 ^a	8	7,705	997,416	,000
Sol	,095	1	,095	12,298	,003
Souche	,193	3	,064	8,321	,001
Sol * Souche	,008	3	,003	,363	,781
Erreur	,124	16	,008		
Total	61,764	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,997)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,408		

13.5. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle ab des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	34,705 ^a	8	4,338	746,351	,000
Sol	,158	1	,158	27,258	,000
Souche	,085	3	,028	4,854	,014
Sol * Souche	,022	3	,007	1,268	,319
Erreur	,093	16	,006		
Total	34,798	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,798		

14. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c

14.1. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2712,013 ^a	8	339,002	844,662	,000
Sol	,147	1	,147	,367	,553
Souche	19,187	3	6,396	15,936	,000
Sol * Souche	,701	3	,234	,582	,635
Erreur	6,422	16	,401		
Total	2718,435	24			
R deux = ,998 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b			
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,308	,063		

14.2. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2171,338 ^a	8	271,417	591,758	,000
Sol	3,961	1	3,961	8,636	,010
Souche	6,869	3	2,290	4,992	,012
Sol * Souche	,015	3	,005	,011	,998
Erreur	7,339	16	,459		
Total	2178,676	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,128	,067		

14.3. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1331,504 ^a	8	166,438	414,614	,000
Sol	,893	1	,893	2,225	,155
Souche	5,235	3	1,745	4,347	,020
Sol * Souche	,012	3	,004	,010	,999
Erreur	6,423	16	,401		
Total	1337,927	24			
R deux = ,995 (R deux ajusté = ,993)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		,159	,275		

14.4. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2265,263 ^a	8	283,158	750,187	,000
Sol	3,375	1	3,375	8,942	,009
Souche	4,794	3	1,598	4,233	,022
Sol * Souche	,098	3	,033	,087	,966
Erreur	6,039	16	,377		
Total	2271,302	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,996)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,748		

14.5. Variable dépendante : Teneur en chlorophylle c des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1392,444 ^a	8	174,056	311,451	,000
Sol	4,284	1	4,284	7,666	,014
Souche	6,129	3	2,043	3,656	,035
Sol * Souche	,650	3	,217	,388	,763
Erreur	8,942	16	,559		
Total	1401,386	24			
R deux = ,994 (R deux ajusté = ,990)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,957		

15. Variable dépendante : Teneur en phosphore

15. 1. Variable dépendante : Teneur en phosphore des haricots après 20 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2901617,833 ^a	8	362702,229	654,305	,000
Sol	3513,598	1	3513,598	6,338	,023
Souche	7298,489	3	2432,830	4,389	,020
Sol * Souche	108,300	3	36,100	,065	,978
Erreur	8869,310	16	554,332		
Total	2910487,144	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.			,485	,082	

15. 2. Variable dépendante : Teneur en phosphore des haricots après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	2150023,935 ^a	8	268752,992	1499,565	,000
Sol	2297,322	1	2297,322	12,818	,003
Souche	10060,950	3	3353,650	18,712	,000
Sol * Souche	1055,995	3	351,998	1,964	,160
Erreur	2867,529	16	179,221		
Total	2152891,464	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,998)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.			1,000	,096	

15. 3. Variable dépendante : Teneur en phosphore des haricots après 45 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	1464689,196 ^a	8	183086,149	2134,815	,000
Sol	2332,679	1	2332,679	27,199	,000
Souche	8939,476	3	2979,825	34,745	,000
Sol * Souche	1362,662	3	454,221	5,296	,010
Erreur	1372,193	16	85,762		
Total	1466061,389	24			
R deux = ,999 (R deux ajusté = ,999)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	c			
BS	6		b		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	1,000	,237	

15. 4. Variable dépendante : Teneur en phosphore des tomates après 30 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	908230,668 ^a	8	113528,833	647,746	,000
Sol	2522,115	1	2522,115	14,390	,002
Souche	8314,221	3	2771,407	15,812	,000
Sol * Souche	478,459	3	159,486	,910	,458
Erreur	2804,278	16	175,267		
Total	911034,946	24			
R deux = ,997 (R deux ajusté = ,995)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6		a		
C7R12	6		a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.		1,000	,189		

15. 5. Variable dépendante : Teneur en phosphore des tomates après 60 jours de végétation

Tests des effets inter-sujets					
Source	Somme des carrés de type III	ddl	Moyenne des carrés	D	Sig.
Modèle	413377,820 ^a	8	51672,227	200,466	,000
Sol	2737,711	1	2737,711	10,621	,005
Souche	2701,476	3	900,492	3,494	,040
Sol * Souche	837,045	3	279,015	1,082	,385
Erreur	4124,165	16	257,760		
Total	417501,985	24			
. R deux = ,990 (R deux ajusté = ,985)					
Student-Newman-Keuls a,b					
Souche	N	Sous-ensemble			
		1	2		
Témoin	6	b			
BS	6	b	a		
C7R12	6	b	a		
C7R12+BS	6		a		
Sig.			,060	,849	

Annexe IV

Tableaux des résultats

Tableau 1 : Biomasse fraîche de la partie aérienne

		Sol naturel				Sol désinfecté				
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	
Haricot	J20	3,87 ± 0,48* a** b***	4,03 ± 0,51 a b	4,89 ± 0,38 a a	5,06 ± 0,53 a a	4,37 ± 0,57 a b	4,63 ± 0,57 a b	5,26 ± 0,63 a a	5,27 ± 0,58 a a	
	30J	13,08 ± 1,57 b b	15,18 ± 0,17 b ab	14,84 ± 0,80 b ab	18,09 ± 2,73 b a	19,85 ± 2,64 a b	22,11 ± 2,05 a ab	21,74 ± 2,86 a ab	23,56 ± 2,80 a a	
	J45	20,09 ± 1,87 b c	27,49 ± 2,15 b a	23,60 ± 1,89 b b	28,72 ± 1,07 b a	30,37 ± 1,69 a c	38,24 ± 4,84 a a	33,89 ± 1,94 a b	36,83 ± 1,56 a a	
	Tomate	J30	5,32 ± 1,15 b b	7,89 ± 2,22 b a	7,46 ± 1,72 b a	9,47 ± 2,05 b a	7,87 ± 0,79 a b	9,39 ± 0,96 a a	10,64 ± 2,27 a a	12,32 ± 0,91 a a
		J60	33,09 ± 3,54 b b	35,49 ± 3,29 b ab	42,60 ± 5,30 b a	38,45 ± 5,94 b ab	39,20 ± 1,36 a b	47,50 ± 3,78 a ab	44,68 ± 2,46 a a	44,70 ± 2,98 a ab

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (**) et en fonction de la souche utilisée (***).

Tableau 2 : Biomasse fraîche des feuilles

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10
Haricot	J20	2,91	3,03	3,67	3,80	3,28	3,48	3,95	3,96
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,41*	0,39	0,28	0,40	0,28	0,43	0,48	0,43
		a** b***	a b	a a	a a	a b	a b	a a	a a
	J30	10,92	12,90	12,53	14,99	16,62	18,68	18,35	19,93
		±	±	±	±	±	±	±	±
		1,32	0,14	0,70	2,47	2,38	1,82	2,45	2,34
		b b	b ab	b ab	b a	a b	a ab	a ab	a a
	J45	14,26	19,64	17,18	20,73	22,28	27,94	24,83	27,81
		±	±	±	±	±	±	±	±
		1,57	1,62	1,32	1,69	1,39	3,72	1,39	0,59
		b c	b a	b b	b a	a c	a a	a b	a a
Tomate	J30	2,98	4,65	4,49	5,68	4,54	5,66	6,38	7,69
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,83	1,76	1,03	1,02	0,65	0,42	1,18	0,50
		b c	b b	b b	b a	a c	a b	a b	a a
	J60	16,75	19,03	21,72	19,69	19,65	23,84	23,05	22,34
		±	±	±	±	±	±	±	±
		2,30	2,97	3,29	3,17	1,22	1,25	0,49	1,56
		b b	b ab	b a	b ab	a b	a ab	a a	a ab

(*) : Ecarts types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (**) et en fonction de la souche utilisée (***).

Tableau 3 : Biomasse sèche de la partie aérienne

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10
Haricot	J20	0,36	0,40	0,51	0,53	0,42	0,48	0,56	0,58
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,03*	0,05	0,02	0,03	0,07	0,07	0,06	0,06
		b**	b	b	b	a	a	a	a
	J30	b***	b	a	a	b	b	a	a
		1,21	1,62	1,53	1,93	1,92	2,37	2,33	2,59
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,08	0,09	0,03	0,17	0,32	0,28	0,39	0,31
	J45	b	b	b	b	a	a	a	a
		b	a	a	a	b	a	a	a
		2,67	3,77	3,23	4,06	4,11	5,26	4,69	5,07
		±	±	±	±	±	±	±	±
Tomate	J30	0,36	0,57	0,53	0,71	0,54	0,65	0,77	0,90
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,09	0,18	0,15	0,19	0,08	0,10	0,20	0,06
		b	b	b	b	a	a	a	a
	J60	b	ab	ab	a	b	ab	ab	a
		5,22	5,62	7,00	6,36	6,22	7,66	7,31	7,34
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,69	0,40	0,78	1,16	0,14	0,65	0,36	0,46
		b	b	b	b	a	a	a	a
		b	a	a	a	b	a	a	a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (**) et en fonction de la souche utilisée (***).

Tableau 4 : Surface foliaire (cm²)

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10
Haricot	J20	135,28	139,72	168,45	195,71	162,96	163,07	195,95	196,11
		±	±	±	±	±	±	±	±
		18,19*	15,17	9,60	24,18	23,12	18,97	16,97	23,87
		b**	b	b	b	a	a	a	a
	J30	b***	b	a	a	b	b	a	a
		580,31	697,26	650,30	819,83	847,71	968,26	981,16	1 072,57
		±	±	±	±	±	±	±	±
		145,18	24,57	49,48	226,55	103,52	49,51	75,39	83,44
	J45	b	b	b	b	a	a	a	a
		b	ab	ab	a	b	ab	ab	a
		747,76	1068,21	922,04	1 137,31	1130,17	1461,77	1293,21	1 408,78
		±	±	±	±	±	±	±	±
J30	71,86	63,14	90,73	177,23	82,16	166,94	204,80	114,70	
	b	b	b	b	a	a	a	a	
	b	a	a	a	b	a	a	a	
	156,91	260,27	228,14	313,56	243,43	310,94	360,08	432,73	
Tomate	J30	±	±	±	±	±	±	±	±
		44,17	57,18	39,31	52,10	11,90	32,37	62,33	41,18
		b	b	b	b	a	a	a	a
		c	b	b	a	c	b	b	a
	J60	687,66	780,85	907,19	807,68	791,09	963,98	934,66	904,42
		±	±	±	±	±	±	±	±
		81,03	105,52	157,59	113,32	27,86	37,98	18,46	76,38
		b	b	b	b	a	a	a	a
J60	b	a	a	a	b	a	a	a	

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (**) et en fonction de la souche utilisée (***).

Tableau 5: Biomasse fraîche de la partie racinaire

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10
Haricot	J20	1,48	1,60	1,87	1,99	1,67	1,78	2,03	2,17
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,18*	0,18	0,17	0,10	0,22	0,20	0,24	0,24
		b** b***	b	b	b	a	a	a	a
	J30	5,72	8,26	9,05	8,99	10,84	13,31	12,77	14,29
		±	±	±	±	±	±	±	±
		1,85	1,63	1,01	0,61	2,26	2,98	2,56	0,42
		b b	b ab	b ab	b a	a b	a ab	a ab	a a
	J45	12,89	16,58	15,61	17,67	19,02	22,93	21,75	22,53
		±	±	±	±	±	±	±	±
		1,03	0,99	0,43	3,73	2,18	2,85	2,31	2,35
		b b	b a	b ab	b a	a b	a a	a ab	a a
Tomate	J30	0,57	1,07	1,02	1,33	1,02	1,10	1,37	1,52
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,05	0,09	0,20	0,09	0,06	0,06	0,28	0,30
		b c	b b	b b	b a	a c	a b	a b	a a
	J60	4,62	5,14	6,47	6,57	6,08	7,79	7,08	7,47
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,61	0,92	0,69	1,25	0,81	0,98	1,30	0,84
		b b	b ab	b a	b a	a b	a ab	a a	a a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (***) et en fonction de la souche utilisée (**).

Tableau 6 : Biomasse sèche de la partie racinaire

	Sol naturel				Sol désinfecté				
	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	
Haricot	J20	0,14	0,15	0,18	0,20	0,16	0,16	0,18	0,21
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,02*	0,01	0,03	0,02	0,01	0,01	0,02	0,03
		b**	b	b	b	a	a	a	a
	J30	b***	b	a	a	b	b	a	a
		0,61	1,05	0,99	1,23	1,20	1,63	1,58	1,91
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,19	0,21	0,19	0,09	0,31	0,31	0,38	0,13
	J45	b	b	b	b	a	a	a	a
		b	a	a	a	b	a	a	a
		1,19	1,61	1,51	1,73	1,56	1,97	1,84	1,95
		±	±	±	±	±	±	±	±
Tomate	J30	0,14	0,12	0,15	0,51	0,15	0,23	0,15	0,17
		b	b	b	b	a	a	a	a
		b	a	a	a	b	a	a	a
		0,07	0,10	0,09	0,10	0,08	0,08	0,12	0,12
	J60	±	±	±	±	±	±	±	±
		0,01	0,01	0,02	0,01	0,01	0,01	0,03	0,03
		a	a	a	a	a	a	a	a
		b	ab	a	a	b	ab	a	a
	J60	0,65	0,65	0,87	0,93	0,78	0,91	0,85	1,01
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,11	0,09	0,19	0,14	0,12	0,09	0,33	0,09
		a	a	a	a	a	a	a	a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (***) et en fonction de la souche utilisée (**).

Tableau 7: Longueur des racines

		Sol naturel				Sol désinfecté			
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10
Haricot	J20	18,83	20,17	24,33	26,17	16,25	16,67	19,00	19,33
		±	±	±	±	±	±	±	±
		4,40*	3,40	1,53	3,33	0,90	1,53	2,88	1,61
		a** c***	a bc	a ab	a a	b c	b bc	b ab	b a
	J30	22,25	26,83	25,33	26,25	23,33	28,17	25,50	25,58
		±	±	±	±	±	±	±	±
		1,52	1,61	3,21	0,66	1,26	2,93	5,29	1,94
		a b	a a	a ab	a ab	a b	a a	a ab	a ab
	J45	24,50	28,17	27,03	28,33	24,57	26,17	25,60	26,00
		±	±	±	±	±	±	±	±
		0,30	0,76	1,82	1,15	2,29	1,61	0,85	1,73
		a b	a a	a a	a a	b b	b a	b a	b a
Tomate	J30	18,75	21,33	21,21	23,08	18,08	19,33	20,58	20,75
		±	±	±	±	±	±	±	±
		2,54	3,21	2,82	2,74	1,46	1,53	2,60	2,05
		a a	a a	a a	a a	a a	a a	a a	a a
	J60	33,21	34,61	37,30	36,45	36,43	38,69	36,74	38,26
		±	±	±	±	±	±	±	±
		4,10	3,63	4,15	2,87	2,48	2,76	2,91	2,46
		a a	a a	a a	a a	a a	a a	a a	a a

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (***) et en fonction de la souche utilisée (**).

Tableau 8 : Dosage de la teneur en phosphore ($\mu\text{g}/0,1\text{g MS}$)

		Sol naturel				Sol désinfecté				
		Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	Témoin	C7R12	BS10	C7R12+BS10	
Haricot	J20	313 \pm 19,93* b** b***	320 \pm 19,07 b ab	352 \pm 13,02 b a	356 \pm 38,09 b a	338 \pm 17,68 a b	350 \pm 21,83 a ab	372 \pm 24,18 a a	377 \pm 26,06 a a	
	J30	243,66 \pm 7,24 b b	303,50 \pm 19,81 b a	297,06 \pm 8,40 b a	310,14 \pm 13,33 b a	285,43 \pm 3,98 a b	318,46 \pm 16,48 a a	303,66 \pm 11,51 a a	325,06 \pm 17,91 a a	
	J45	209,10 \pm 7,75 b c	237,56 \pm 6,55 b a	234,80 \pm 13,67 b b	263,00 \pm 8,01 b a	225,59 \pm 4,91 a c	282,73 \pm 12,79 a a	244,58 \pm 10,98 a b	270,42 \pm 4,85 a a	
	Tomate	J30	149,04 \pm 5,63 b b	195,61 \pm 9,47 b a	186,98 \pm 8,11 b a	200,63 \pm 19,85 b a	175,85 \pm 8,41 a b	200,84 \pm 9,47 a a	213,65 \pm 13,08 a a	223,94 \pm 22,12 a a
		J60	104,50 \pm 8,79 b b	115,17 \pm 9,33 b ab	135,22 \pm 14,32 b a	123,36 \pm 17,41 b ab	119,83 \pm 15,43 a b	155,21 \pm 21,00 a ab	143,46 \pm 18,72 a a	145,18 \pm 18,97 a ab

(*) : Ecart types issus de différentes répétitions (variant de 6 à 18 répétitions)

Les valeurs de la même ligne affectées de lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Newman-Keuls au seuil de 5 % en fonction du type de sol utilisé (**) et en fonction de la souche utilisée (***).