



**Effet de l'amendement en biochar des sols biologiques pour une culture  
de tomates sous serre :**  
*Rétention en nutriments, activité biologique et régie de fertilisation*

**Mémoire**

**Sara Laurin-Lancôt**

**Maîtrise en sols et environnement**  
Maîtrise ès sciences (M.Sc.)

Québec, Canada

© Sara Laurin-Lancôt, 2015



## RÉSUMÉ

L'utilisation du biochar en agriculture permet une meilleure durabilité et productivité des cultures en améliorant la qualité et la structure du sol propice au développement de la flore microbienne, à une réduction du lessivage des nutriments et à une diminution des émissions de gaz à effet de serre. L'objectif de ce projet était d'évaluer l'impact du biochar (10 % v/v) pour six types de substrats biologiques sur la rétention en nutriments, l'activité biologique du sol et les émissions de gaz à effet de serre pour une culture de tomates (*Solanum lycopersicum*) sous serre. Les résultats ont montré que l'amendement en biochar a généré une meilleure réserve minérale et activité microbienne du sol, une réduction de 30 % des pertes de  $\text{NO}_3^-$ , une diminution des flux de  $\text{CO}_2$  et aucun impact sur les émissions de  $\text{N}_2\text{O}$ . Somme toute, l'amendement en biochar des substrats biologiques a amélioré la durabilité de la culture.



# TABLE DES MATIÈRES

<b>RÉSUMÉ</b> .....	iii
<b>TABLE DES MATIÈRES</b> .....	v
<b>LISTE DES TABLEAUX</b> .....	ix
<b>LISTE DES FIGURES</b> .....	xiii
<b>LISTE DES ABRÉVIATIONS ET SIGLES</b> .....	xv
<b>REMERCIEMENTS</b> .....	xvii
<b>1. INTRODUCTION</b> .....	1
1.1 Historique et intérêt pour le biochar .....	1
1.2 Qu'est-ce que le biochar?.....	2
1.3 Le biochar et la rétention des nutriments .....	5
1.4 Le biochar et les organismes du sol.....	9
1.5 Le biochar et les émissions de gaz à effet de serre.....	14
1.6 Le biochar et l'agriculture biologique.....	17
1.7 Agriculture biologique .....	18
1.8 Problématique actuelle .....	19
<b>2. HYPOTHÈSES ET OBJECTIFS</b> .....	21
<b>3. MÉTHODOLOGIE</b> .....	23
3.1 Description et préparation du projet.....	23
3.2 Site expérimental.....	24
3.3 Dispositif expérimental .....	25
3.4 Conditions de culture et de fertilisation .....	27
3.5 Mesures des paramètres du sol.....	29
3.5.1 Analyses minérales du sol .....	29
3.5.2 Analyses minérales des solutions du sol.....	30
3.5.3 Analyses minérales des lixiviats.....	31
3.6 Mesures sur les organismes du sol .....	33
3.6.1 Activité microbienne du sol.....	33
3.6.2 Dénombrement des vers de terre .....	34

3.6.3	Évaluation de la présence de mycorhizes.....	34
3.6.4	Respiration du sol (Flux de CO <sub>2</sub> avec le Li-COR LI-6400).....	35
3.7	Mesures des gaz à effet de serre.....	36
3.8	Mesures des paramètres physiologiques.....	37
3.8.1	Croissance hebdomadaire des plants.....	37
3.8.2	Rendement en fruits.....	38
3.8.3	Croissance destructive.....	38
3.9	Analyses statistiques.....	39
<b>4.</b>	<b>RÉSULTATS</b> .....	<b>41</b>
4.1	Analyses minérales des sols.....	41
4.2	Analyses minérales de la solution des sols.....	45
4.3	Analyses minérales des lixiviats.....	48
4.4	Mesures du carbone organique total dans les lixiviats (TOC).....	51
4.5	Synthèse sur la rétention en nutriments.....	52
4.6	Activité microbienne du sol.....	53
4.7	Étude comparative du nombre de vers de terre.....	56
4.8	Fréquence d'observation de mycorhizes sur les racines.....	58
4.9	Respiration du sol.....	59
4.10	Émissions de gaz à effet de serre (CO <sub>2</sub> et N <sub>2</sub> O).....	60
4.11	Croissance hebdomadaire des plants.....	62
4.12	Rendement en fruits.....	65
4.12.1	Rendement hebdomadaire.....	65
4.12.2	Rendement total.....	66
4.12.3	Paramètres du rendement par plant.....	68
4.12.4	Rendement cumulatif.....	68
<b>5.</b>	<b>DISCUSSION</b> .....	<b>71</b>
5.1	Effet du biochar sur les propriétés physico-chimiques des substrats biologiques.....	71
5.2	Effet du biochar sur le contenu minéral des substrats biologiques.....	72
5.2.1	Réserve minérale du sol (Analyses de sol).....	72
5.2.2	Éléments minéraux disponibles (Solution du sol).....	75
5.3	Effet du biochar sur le contenu minéral des lixiviats.....	76

5.4 Effet du biochar sur la rétention en nutriments .....	77
5.5 Effet du biochar sur l'activité microbienne des substrats biologiques.....	79
5.6 Effet du biochar sur la population de vers de terre.....	81
5.7 Effet du biochar sur la respiration des substrats biologiques .....	83
5.8 Effet du biochar sur la fréquence de mycorhization.....	85
5.9 Effet du biochar sur les émissions de gaz à effet de serre .....	87
5.9.1 Dioxyde de carbone (CO <sub>2</sub> ) .....	87
5.9.2 Oxyde nitreux (N <sub>2</sub> O) .....	89
5.10 Effet du biochar sur la croissance des plants.....	91
5.11 Effet du biochar sur le rendement en fruits .....	93
5.12 Bilan sur la régie de fertilisation .....	96
<b>6. CONCLUSION</b> .....	<b>99</b>
<b>7. BIBLIOGRAPHIE</b> .....	<b>101</b>
<b>ANNEXE 1</b> .....	<b>115</b>
<b>ANNEXE 2</b> .....	<b>125</b>





## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 1:</b> Les caractéristiques proposées par diverses études affectant le lessivage des nutriments, les mécanismes connexes et le degré de certitude associé à chaque procédé. ....	8
<b>Tableau 2:</b> Niveau de connaissances actuelles de l'effet du biochar sur l'ensemble du biote sol. ....	14
<b>Tableau 3:</b> Modifications des conditions de culture de mai à octobre 2013 pour la même culture de tomates ( <i>Solanum lycopersicum</i> cv Trust).....	28
<b>Tableau 4:</b> Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ....	42
<b>Tableau 5:</b> Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ....	43
<b>Tableau 6:</b> Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ....	44
<b>Tableau 7:</b> Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).....	45
<b>Tableau 8:</b> Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ....	46
<b>Tableau 9:</b> Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).....	47
<b>Tableau 10:</b> Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ....	49

**Tableau 11:** Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 50

**Tableau 12:** Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 51

**Tableau 13:** Quantité de carbone total dans les lixiviats selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 52

**Tableau 14:** Effet de l'amendement des sols en biochar sur l'activité microbienne mesurée par l'hydrolyse de la FDA pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3)..... 54

**Tableau 15:** Fréquence d'observation de mycorhizes sur les racines selon le type de substrat et le traitement en biochar en novembre 2013 (n=3). ..... 59

**Tableau 16:** Flux de CO<sub>2</sub> émis à la surface du sol selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 60

**Tableau 17:** Émissions totales moyennes de CO<sub>2</sub> selon le traitement en biochar en août et novembre 2013 et les valeurs moyennes avant et après une fertilisation des substrats (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 61

**Tableau 18:** Émissions totales moyennes de N<sub>2</sub>O selon le traitement en biochar en août et novembre 2013 et les valeurs moyennes avant et après une fertilisation des substrats (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 62

**Tableau 19:** Croissance hebdomadaire de la tige selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 63

**Tableau 20:** Croissance hebdomadaire de la tige selon le type de substrat et le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; n=3)..... 64

**Tableau 21:** Rendement hebdomadaire en fruits par m<sup>2</sup> selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). ..... 66

**Tableau 22:** Rendement total en fruits par m<sup>2</sup> selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3). .....67



## LISTE DES FIGURES

- Figure 1:** Production du biochar par le procédé de pyrolyse: La pyrolyse qui produit le biochar utilise une biomasse riche en cellulose comme matière première telle des copeaux de bois, des résidus de maïs, de riz, du son d'arachide, de la boue de papeterie, du fumier animal et des résidus de l'agriculture ou de la foresterie. La biomasse riche en carbone est brûlée dans un four industriel sous haute température et dans un environnement pauvre en oxygène. Cette pyrolyse génère 50% du carbone sous forme de biochar qui est utilisé principalement comme amendement au sol et un autre 50% du carbone sous forme de bioénergie telle des gaz synthétiques ou des huiles pouvant être utilisées pour produire de la chaleur et/ou de l'énergie (figure inspirée de <http://www.biochar-international.org/technology>). .....4
- Figure 2:** Photo extérieure du complexe de serres haute performance de l'Université Laval.....25
- Figure 3:** Plan du dispositif expérimental établi dans une serre de 150 m<sup>2</sup> du complexe de serres haute performance à l'Université Laval (Québec, Qc).....26
- Figure 4:** Évolution de l'activité microbienne du sol dans le temps pour les deux périodes de fertilisation selon le type de sol et le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Pour la période 1, le sol sableux (P=0,0025), le mélange de bran de scie, tourbe et compost (P=0,0232) et le loam sablonneux (P=0,0340) présentent une différence significative entre le traitement avec 10% biochar et le témoin. ....55
- Figure 5:** Nombre moyen de vers de terre contenu dans 1,57 L de substrat, selon le traitement en biochar et la date d'échantillonnage (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Le 25 février 2013, la différence entre le nombre de vers de terre du traitement témoin et du traitement avec 10 % biochar est significative (P=0,0215). .....57
- Figure 6:** Nombre moyen de vers de terre contenu dans 1,57 L de substrat, selon le type de substrat et le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Aucune différence entre les traitements en biochar n'est significative (P≤0,05) pour les différents types de substrats.....58

**Figure 7:** Histogramme représentant le rendement total en fruits (i.e. vendable et non-vendable et traitement biochar confondu) pour les six différents substrats durant les 24 semaines de production (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Les substrats qui ne présentent pas les mêmes lettres ont une valeur de rendement total significativement différente selon le test de comparaison des moyennes de Tukey ( $P \leq 0,05$ ).....68

**Figure 8:** Histogramme représentant le rendement cumulatif pour les 24 semaines de production selon le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'écart-type comme barres d'erreur; n=3). .....69

## LISTE DES ABRÉVIATIONS ET SIGLES

<b>Al<sup>3+</sup></b>	Aluminium
<b>AMF</b>	Mycorhize arbusculaire
<b>C</b>	Carbone
<b>Ca<sup>2+</sup></b>	Calcium
<b>CaCl<sub>2</sub></b>	Chlorure de calcium
<b>CE</b>	Conductivité électrique
<b>CEC</b>	Capacité d'échange cationique
<b>Cl</b>	Chlore
<b>cm</b>	Centimètre
<b>cm<sup>3</sup></b>	Centimètre cube
<b>C/N</b>	Ratio carbone sur azote
<b>CO<sub>2</sub></b>	Dioxyde de carbone
<b>Cu<sup>2+</sup></b>	Cuivre
<b>cv</b>	Cultivar
<b>DPV</b>	Déficit de pression de vapeur
<b>ECM</b>	Ectomycorhizes
<b>ETM</b>	Erreur type de la moyenne
<b>FDA</b>	Fluoresceine diacetate
<b>Fe<sup>2+</sup></b>	Fer
<b>g</b>	Gramme
<b>h</b>	Heure
<b>HCl</b>	Acide chlorhydrique
<b>IC</b>	Carbone inorganique
<b>K<sup>+</sup></b>	Potassium
<b>KCl</b>	Chlorure de potassium
<b>Kg</b>	Kilogramme
<b>KOH</b>	Hydroxyde de potassium
<b>kPa</b>	Kilopascal
<b>L</b>	Litre
<b>Li</b>	Lithium
<b>m</b>	Mètre
<b>m<sup>2</sup></b>	Mètre carré
<b>m<sup>3</sup></b>	Mètre cube
<b>M</b>	Molaire
<b>mEq</b>	Milliéquivalent
<b>Mg<sup>2+</sup></b>	Magnésium
<b>mL</b>	Millilitre
<b>mm</b>	Millimètre
<b>mM</b>	Millimolaire
<b>Mn<sup>2+</sup></b>	Manganèse
<b>mN</b>	Millinormal
<b>mS</b>	Millisiemens

<b>N</b>	Azote
<b>Na</b>	Sodium
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b>	Ammonium
<b>nm</b>	Nanomètre
<b>NO<sub>2</sub></b>	Nitrite
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	Nitrate
<b>NO<sub>x</sub></b>	Oxyde d'azote
<b>N<sub>2</sub></b>	Diazote
<b>N<sub>2</sub>O</b>	Protoxyde d'azote
<b>P</b>	Phosphore
<b>ρ<sub>b</sub></b>	Masse volumique apparente
<b>pH</b>	Potentiel hydrogène
<b>PO<sub>4</sub><sup>3-</sup></b>	Phosphate
<b>p/p</b>	Ratio poids sur poids
<b>ppm</b>	Partie par million
<b>psi</b>	Livre force par pouce carré
<b>PVC</b>	Polychlorure de vinyle
<b>R<sup>2</sup></b>	Coefficient de corrélation
<b>rpm</b>	Tour par minute
<b>s</b>	Seconde
<b>S</b>	Soufre
<b>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup></b>	Sulfate
<b>TC</b>	Carbone total
<b>TOC</b>	Carbone organique total
<b>μg</b>	Microgramme
<b>μl</b>	Microlitre
<b>μm</b>	Micromètre
<b>μS</b>	Microsiemens
<b>v/v</b>	Ratio volume par volume
<b>Zn<sup>2+</sup></b>	Zinc
<b>°C</b>	Degré Celcius
<b>%</b>	Pour cent
<b>&lt;</b>	Inférieur à
<b>≤</b>	Inférieur ou égal
<b>=</b>	Égal



## REMERCIEMENTS

Je tiens d'abord à remercier mon directeur de recherche, Steeve Pepin, pour son encadrement, ses bons conseils et son partage du savoir qui m'ont été d'une grande utilité durant mon parcours. Toujours prêt à donner un coup de main, toujours présent pour quiconque, il est un vrai passionné de son domaine et j'ai grandement apprécié travailler à ses côtés. Il a su être à l'écoute de mes besoins et être très encourageant dans le cheminement de mon projet. D'un autre côté, Steeve a réellement la main sur le cœur et il a toujours été très compréhensif quant à toute situation. Un grand merci du fond du cœur Steeve et quel bonheur pour un étudiant de t'avoir comme directeur! Je remercie également ma codirectrice, Martine Dorais, qui, pour moi, représente une vraie «Superwoman » des temps modernes. Entre les nombreux projets pour lesquels elle collabore, les étudiants gradués, la rédaction scientifique, les congrès, les capsules télé et la vie de famille, cette femme est tout simplement remarquable. Martine est une référence en production biologique et grâce à elle, j'ai beaucoup appris dans ce champ d'expertise. Malgré son horaire du temps surchargé, elle a su répondre à mes requêtes et être, elle aussi, très encourageante. Merci beaucoup Martine!

Ensuite, il convient de remercier tous les gens qui ont contribué à l'avancée de mon projet. Je remercie Claudine Ménard qui m'a été d'une aide remarquable pour la préparation et la logistique de la serre, les nombreuses commandes, la paperasse à remplir, les problèmes à résoudre et le suivi de production en serre. Claudine est une réelle ressource à avoir dans une équipe et sans qui mes mois passés en serre n'auraient pas été aussi plaisants sans sa présence. Je salue aussi Élisabeth Fortier que j'ai eu la chance de côtoyer lors de mes premiers mois de maîtrise. Elle nous a permis d'entreprendre une première saison de culture en 2012 et j'ai beaucoup appris grâce à elle pour la suite de mon projet. Une salutation aussi à Khalid qui m'a énormément appris sur l'entretien d'une culture avant son départ. Je remercie également Réjean Bacon sans qui le déroulement des travaux en laboratoire et la gestion du personnel

de l'équipe n'auraient pas été aussi efficaces. Je le remercie pour tous ses bons conseils, son temps et de m'avoir transmis toutes ses connaissances sur le fonctionnement de nombreux appareils et méthodes au laboratoire, surtout le Dionex qui n'a pas été facile à apprivoiser. Les journées au labo étaient toujours plus amusantes en compagnie de Réjean qui sait toujours entreprendre de bonnes conversations. Je remercie Mireille Thériault pour son temps et sa précieuse aide avec les statistiques.

Je tiens aussi à remercier tous les étudiants qui ont participé au projet : Ariane Généreux-Tremblay, Jean-Pascal Matteau, Éloi St-Charles et Meggie Canuel-Caron. Je les remercie infiniment pour leur aide et d'avoir partagé de bons moments ensembles. Je remercie Carole Martinez pour son temps alloué à certaines de mes expériences et son encadrement dans le bon déroulement des travaux en serre. Je salue aussi Édith Tousignant qui m'a été une ressource très utile tout au long de mes travaux en laboratoire. Il va de soi de remercier Jean Martin et Gaston Mercier, qui, par leur expertise, ont pris le temps d'analyser une bonne quantité de mes échantillons. Je remercie également, pour leur collaboration, Philippe Rochette et Normand Bertrand d'Agriculture et Agroalimentaire Canada pour les mesures de gaz à effet de serre. Une mention spéciale pour Monsieur Hani Antoun, un homme tant généreux qui m'a beaucoup partagé de son savoir et avec qui nous avons tous de beaux échanges. Merci Monsieur Antoun pour votre grandeur d'âme et toutes les belles attentions que vous portez à vos étudiants. Je remercie ensuite les « filles » du bureau 2119, Vicky Lévesque, Steffi-Anne Bécharde-Dubé et Marie-Élise Samson avec qui j'ai partagé mon espace de travail et de belles discussions. Un beau merci à Johanne Méthot avec qui j'ai passé de belles heures à discuter alors qu'on entreprenait nos travaux en laboratoire.

Je remercie ensuite tous les membres de mon entourage pour leur soutien. Je tiens d'abord à remercier une fille que j'ai eu la chance de connaître par l'entremise de mon projet et avec qui j'ai partagé de belles expériences et de très bons moments. Merci pour ton amitié et ta présence Meggie! Un merci tout spécial à mes parents, Lise et Dédé, qui ont su m'être d'un excellent soutien moral tout au long de mon parcours. Je vous remercie pour vos belles visites à Québec et pour vos beaux mots d'encouragement. Je termine en remerciant Danou, mon compagnon de vie, pour sa patience, son écoute, ses encouragements et sa présence tout au long de mon cheminement. Merci pour ton soutien durant mes périodes d'incertitude et d'avoir toujours cru en moi.



# 1. INTRODUCTION

## 1.1 Historique et intérêt pour le biochar

L'origine du biochar proviendrait des pratiques agricoles des habitants d'Amazonie qui incorporaient de grandes quantités de charbon au sol ainsi que des fumiers et autres engrais biologiques pour améliorer les rendements de leurs cultures (Sohi, 2012). Aujourd'hui, après plus de 500 années après la fin de ces pratiques agricoles qui ont mené à leur création, les sols noirs d'Amazonie ou *Terra Preta* sont les plus prisés des sols agricoles pour leur excellente fertilité, leur fort contenu en éléments nutritifs (C, N, P, K et Ca), leur bonne capacité d'échange cationique (CEC) et leur capacité à retenir et recycler les éléments nutritifs sur de longues périodes de culture (Laird et al., 2010; Lima et al., 2002; Steiner et al., 2008). De plus, certains auteurs avancent que l'ajout de charbon de bois dans les sols tropicaux fortement fragilisés améliore les propriétés physiques, chimiques et biologiques de ces sols (Glaser et al., 2002).

L'équivalent actuel du charbon utilisé dans les sols noirs d'Amazonie est un biochar produit par le procédé de pyrolyse décomposant la biomasse première sous de hautes températures et sous de faibles concentrations en oxygène (Lehmann, 2007). Des études plus récentes sur le sujet recommandent le biochar pour sa capacité d'améliorer l'état des sols, naturellement pauvres ou acides, voire même dégradés par une agriculture intensive (Steiner et al., 2007) en favorisant une meilleure structure du sol, qui en améliore ses propriétés physico-chimiques (Rillig et Mummey, 2006). Globalement, la fertilité des sols est améliorée par l'ajout de biochar grâce à son effet tampon sur le pH du sol ainsi qu'à une meilleure rétention en nutriments dans le sol découlant de la capacité du biochar d'adsorber les cations à sa surface (Liang et al., 2006). Le biochar influence également la communauté biologique du sol entre autres par sa composition et son abondance (Liang et al., 2010). Par conséquent, l'effet du

biochar sur les communautés microbiennes du sol a été démontré dans les sols noirs d'Amazonie où une meilleure composition et diversité des communautés microbiennes furent observées (Kim et al., 2007). Malgré que le biochar puisse présenter des risques pour la faune du sol, il peut tout aussi bien améliorer grandement la santé biologique d'un sol (Thies et Rillig, 2009). L'impact sur les organismes du sol est fortement lié aux propriétés intrinsèques du biochar et du type de sol amendé. De plus, le biochar peut affecter les émissions de gaz à effet de serre tels l'oxyde nitreux et le méthane (Zhang et al., 2010). D'autre part, peu d'études ont traité de l'effet du biochar en production biologique voire même en culture sous serre. Nichols et Savidov (2009) ont suggéré que l'amendement en zéolite, qui possède des propriétés similaires au biochar, a un impact favorable ou négligeable sur les rendements d'une culture en serre hors-sol. Une étude plus récente sur la croissance de diverses espèces (poivron, laitue, basilic, géranium et coriandre) cultivées dans un substrat biologique à base de tourbe amendé en biochar (1:1 v/v) a présenté des effets bénéfiques, nuls ou néfastes selon l'espèce étudiée (Gravel et al., 2013).

## 1.2 Qu'est-ce que le biochar?

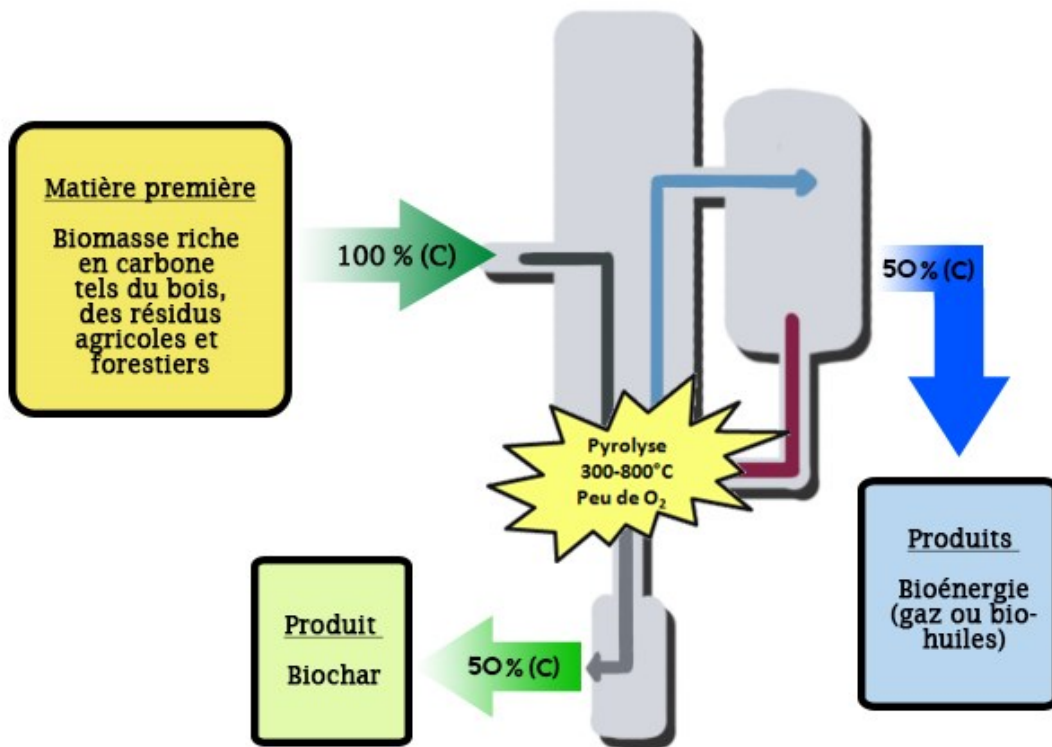
Le biochar réfère à du biocharbon obtenu d'une décomposition thermique de matériaux riches en carbone tels les herbes, le bois mou ou le bois dur et divers résidus agricoles et forestiers (Yao et al., 2012). Cependant, il se distingue du charbon et des matières analogues du fait que celui-ci est produit dans le but d'être appliqué dans le sol comme un moyen d'améliorer la fertilité du sol, d'augmenter le stockage de carbone, ou même de favoriser la filtration de l'eau de percolation du sol (Lehmann et Joseph, 2009). La classification du biochar se base sur son processus de production ainsi que l'utilisation qui en est prévue. La décomposition thermique est connue sous le nom de pyrolyse (Figure 1) et se déroule sous un environnement pauvre ou nul en oxygène (Mukherjee et Zimmerman, 2013). Le terme « pyrolyse » est employé d'une part pour un procédé servant à analyser chimiquement le contenu de diverses substances organiques telles la matière organique du sol (Leinweber et Schulten, 1999) et d'autre

part pour des systèmes de production de bioénergie qui capturent les effluents gazeux émis lors de la carbonisation de biomasse et utilisés pour produire de l'hydrogène, des gaz de synthèse, des biohuiles, de la chaleur ou de l'électricité (Bridgwater et al., 1999). Lors du processus de pyrolyse, le carbone labile de la biomasse se transforme en « carbone noir » possédant une forte stabilité, et par conséquent, peut demeurer dans le sol des milliers d'années (Pudasaini et al., 2012). La qualité du biochar et son potentiel d'application au sol agricole ainsi que son pouvoir de séquestration du carbone sont donc fortement influencés par la pyrolyse et par les paramètres qui y sont associés, dont la température (300 à 800°C) et la matière première (Xu et al., 2012).

Le biochar possède un fort ratio surface/volume et une forte affinité pour les ions inorganiques sans compter sa composition dominée par la présence de composés aromatiques récalcitrants lui offrant une excellente résistance à la dégradation et un grand pouvoir d'adsorption (Lehmann et Joseph, 2009). Les propriétés du biochar varient fortement dans leur contenu minéral et leur pH, mais tout autant dans leurs propriétés chimiques et physiques (Lehmann, 2007; Downie et al., 2009). Généralement, le biochar est alcalin, mais peut présenter un pH de 4 à 12 selon les conditions entourant le processus de fabrication, dont la température et le degré d'oxygénation (Lehmann, 2007; Cheng et al., 2006). De plus, le contenu en éléments nutritifs du biochar varie selon la matière première utilisée. L'utilisation du biochar comme amendement au sol permet une réduction des émissions de gaz à effet de serre contrairement à son utilisation comme carburant fossile (Gaunt et Lehmann, 2008).

L'amendement en biochar du sol peut modifier sa masse volumique apparente et son état hydrique et, par conséquent, influencer le développement racinaire des plantes ainsi que la faune du sol (Major et al., 2009). En effet, la masse volumique du biochar est très faible et ce dernier possède une structure poreuse principalement constituée de macro et micropores (Downie et al., 2009). Par ailleurs, les mesures de densité du biochar doivent distinguer entre la masse volumique réelle des particules de biochar et sa masse volumique apparente prenant en compte l'espace occupé par

les pores. Les masses volumiques réelles publiées pour le biochar s'élèvent autour de 1,5 à 2,1 g cm<sup>-3</sup> selon diverses matières premières, tandis que les masses volumiques apparentes sont de l'ordre de 0,09 à 0,5 g cm<sup>-3</sup> (Lehmann et al., 2011). Ces valeurs de masse volumique sont nettement plus faibles que celles généralement rencontrées pour les sols agricoles (masse volumique apparente d'environ 1,5 g cm<sup>-3</sup> pour les sols sableux et 1,3 g cm<sup>-3</sup> pour les argiles et limons).



**Figure 1:** Production du biochar par le procédé de pyrolyse: La pyrolyse qui produit le biochar utilise une biomasse riche en cellulose comme matière première telle des copeaux de bois, des résidus de maïs, de riz, du son d'arachide, de la boue de papeterie, du fumier animal et des résidus de l'agriculture ou de la foresterie. La biomasse riche en carbone est brûlée dans un four industriel sous haute température et dans un environnement pauvre en oxygène. Cette pyrolyse génère 50% du carbone sous forme de biochar qui est utilisé principalement comme amendement au sol et un autre 50% du carbone sous forme de bioénergie telle des gaz synthétiques ou des huiles pouvant être utilisées pour produire de la chaleur et/ou de l'énergie (figure inspirée de <http://www.biochar-international.org/technology>).



### 1.3 Le biochar et la rétention des nutriments

Le lessivage des nutriments réduit grandement la fertilité du sol, accélère l'acidification, augmente les coûts liés à la fertilisation, réduit le rendement et menace la santé de l'environnement (Yao et al., 2012). La perte d'éléments mobiles dans le sol, comme les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ), se produit généralement sous des conditions élevées de fertilisation azotée et de minéralisation de la matière organique et s'accompagne assurément d'une perte de cations comme le calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ), le potassium ( $\text{K}^+$ ) et le magnésium ( $\text{Mg}^{2+}$ ). Des pertes en éléments nutritifs dans la rhizosphère aussi importantes que 80% de N, 172% de  $\text{Ca}^{2+}$  et 136% de  $\text{Mg}^{2+}$  ont été rapportées (Pudasaini et al., 2012). De telles pertes engendrent des coûts économiques et environnementaux considérables, en particulier les coûts liés aux apports en fertilisants utilisés dans le but de répondre aux besoins des cultures. L'impact environnemental des divers éléments minéraux lessivés dans les nappes phréatiques tel le phosphore est également important puisque ces nutriments contribuent à l'eutrophisation des cours d'eau qui menace les écosystèmes.

Il s'avère donc important de développer des technologies pour maintenir les éléments nutritifs dans le sol. Divers paramètres influencent le lessivage des nutriments dans le sol dont la chimie des argiles, le contenu minéral du sol, la présence de matière organique ainsi que les éléments minéraux dans la solution du sol. Les propriétés physiques du sol, notamment la structure, jouent un rôle important dans la rétention des nutriments. En effet, un sol possédant de plus petits pores présentera une meilleure rétention des éléments nutritifs (Lehmann et Joseph, 2009). De plus, les cycles biogéochimiques des divers éléments nutritifs du sol (par ex. fixation, précipitation, immobilisation et minéralisation) sont aussi fortement impliqués dans le processus de rétention ainsi que les microorganismes qui y participent (Anderson et al., 2011). À cet égard, l'amendement en biochar permettant d'améliorer les propriétés du sol pourrait être une solution afin de réduire les pertes par lessivage. En effet, l'une des qualités les plus attrayantes du biochar est sans doute son pouvoir de retenir les

nutriments et donc d'augmenter la fertilité des sols (Marchetti et al., 2012), offrant ainsi une meilleure disponibilité des nutriments à la plante (Xu et al., 2012).

D'autre part, les données actuelles indiquent que l'amendement en biochar des sols favorise les microorganismes ainsi que les mycorhizes de la rhizosphère favorisant également une meilleure consommation des éléments nutritifs par les plantes et une réduction des pertes par lessivage (Warnock et al., 2007). Gundale et DeLuca (2007) ont rapporté, cependant, qu'à court terme, le biochar peut occasionner une immobilisation de l'azote dans le sol. Ceci peut s'expliquer par le fait que la décomposition du biochar pauvre en azote et riche en composés carbonés peut induire une immobilisation de l'azote dans le sol (Lehmann et al., 2006). L'ajout de biochar induisant une augmentation de la biomasse et de la croissance microbienne peut également réduire la disponibilité de l'azote dans le sol par son immobilisation par les microorganismes. Ce phénomène peut se produire selon trois scénarios: 1) le biochar peut servir de source d'énergie pour les microorganismes hétérotrophes; 2) le biochar est une source de protection pour les microorganismes; et 3) en adsorbant le carbone labile et les nutriments, le biochar augmente la croissance et l'efficacité métabolique des microorganismes (Lehmann et Joseph, 2009).

Les recherches ont montré que l'application de biochar au sol peut améliorer la capacité d'échange cationique (CEC) des sols de laquelle découle une réduction du lessivage des nutriments (Pudasaini et al., 2012; Yao et al., 2012; Lehmann et Joseph, 2009; Liang et al., 2006). D'autres études ont présenté plus spécifiquement des réductions significatives du lessivage d'engrais azoté à partir de résidus secondaires forestiers (Lehmann et al., 2006) et des réductions de lessivage de l'azote et du phosphore de l'ordre de 11 % et 69 %, respectivement (Laird et al., 2010). De plus, le biochar peut, par ses propriétés physiques, séquestrer les minéraux à sa surface poreuse (Major et al., 2009). La capacité du biochar à retenir les éléments minéraux à sa surface va cependant dépendre des conditions de pyrolyse ainsi que de la matière première utilisée pour sa fabrication. Par exemple, les résultats obtenus par Dünisch et al. (2007) ont montré que les concentrations d'azote, de phosphore et de potassium

retenues à la surface du biochar ont été plus élevées pour un biochar ayant subi une pyrolyse à plus forte température (300°C) comparativement à un bois frais séché à faible température (20°C). Les propriétés chimiques complexes du biochar permettent aussi une adsorption des éléments minéraux à sa surface entre autres par des interactions covalentes entre les éléments (Lehmann et Joseph, 2009). D'autre part, la faible masse volumique apparente du biochar modifie celle du sol dans lequel il est amendé et peut contribuer à améliorer la porosité et l'agrégation du sol permettant ainsi une meilleure rétention des éléments minéraux.

Tel que mentionné précédemment, le biochar influence le lessivage des nutriments par divers mécanismes (voir Tableau 1). Notamment, en augmentant la rétention en eau dans la zone racinaire, en adsorbant les minéraux directement à sa surface ou par l'interaction avec d'autres constituants du sol et même en facilitant le mouvement des éléments nutritifs adsorbés lorsque les fines particules de biochar sont transportées par percolation. Certains de ces mécanismes peuvent réduire le lessivage des nutriments tandis que d'autres le favorisent (Tableau 1). Somme toute, l'utilisation du biochar est propice à une augmentation de la fertilité du sol et de la productivité de la culture via la réduction du lessivage des nutriments et via un meilleur approvisionnement de la plante en éléments nutritifs (Yao et al., 2012).

**Tableau 1:** Les caractéristiques proposées par diverses études affectant le lessivage des nutriments, les mécanismes connexes et le degré de certitude associé à chaque procédé.

<b>Mécanisme</b>	<b>Impact sur le lessivage</b>	<b>Caractéristiques du biochar<sup>1</sup></b>	<b>Mécanismes d'impact du lessivage<sup>2</sup></b>	<b>Source (s)</b>
La surface négative du biochar retient les nutriments chargés positivement	Diminue pour les cations	Prouvé	Forte évidence	Liang et al. (2006), Downie et al. (2007),
Le biochar augmente la capacité de rétention en eau	Diminue (l'ampleur varie avec la texture du sol)	Forte évidence	Non prouvé	Tryon (1948)
Le biochar mène à une augmentation de l'agrégation du sol	Augmente ou diminue	Non prouvé	Non prouvé	N.D.
Le biochar augmente la biomasse microbienne et le cycle des nutriments	Augmente ou diminue	Prouvé	Forte évidence	Warnock et al. (2007), Steiner et al. (2008)
Les nutriments adsorbés sont préférentiellement transportés par les particules de biochar	Augmente	Non prouvé	Non prouvé	N.D.
Le biochar frais adsorbe les nutriments dans la matière organique hydrophobe	Diminue	Forte évidence	Non prouvé	Lebo et al. (2003), Smernik (2005), Bornemann et al. (2007)

1. Degré de certitude pour la caractéristique du biochar appliqué au sol.

2. Degré de certitude pour l'attribution du mécanisme lié au changement dans le lessivage par le biochar.

N.D. Non disponible (Source principale du tableau: Major et al., 2009).

#### 1.4 Le biochar et les organismes du sol

Les changements dans les propriétés physico-chimiques du sol et l'introduction de composés carbonés métaboliquement disponibles par l'addition de biochar peuvent influencer la structure de la communauté microbienne et les fonctions biogéochimiques du sol (Anderson et al., 2011). En effet, le biochar peut stimuler l'activité des microorganismes, les mycorhizes et leurs symbioses dans le sol (Warnock et al., 2007; Steinbeiss et al., 2009). Il favorise également l'activité enzymatique et la prolifération des microorganismes par sa grande surface spécifique et sa forte densité en macro et micropores (Lehmann et al., 2011).

Les mécanismes par lesquels le biochar affecte l'abondance et la composition de la communauté microbienne du sol sont relativement bien connus (Lehmann et Joseph, 2009). D'une part, les études indiquent que les changements observés dans la disponibilité des nutriments et du carbone peuvent avoir un impact positif ou négatif sur l'abondance microbienne (Lehmann et al., 2011). Cet impact s'appuie sur ce qui existe au préalable dans le sol en terme de nutriments et de carbone disponibles, du degré de changement observé et des groupes de microorganismes. D'autre part, la composition des communautés microbiennes peut elle aussi être affectée par un amendement en biochar. En effet, compte tenu des changements occasionnés par l'ajout de biochar au sol sur les facteurs abiotiques et les ressources, certains groupes de microorganismes peuvent devenir plus compétitifs et modifier les structures microbiennes déjà existantes dans le sol (Anderson et al., 2011). Selon les propriétés du sol et du biochar ainsi que les conditions du milieu, chaque groupe de microorganismes répond de manière différente à un amendement en biochar. Par exemple, dans certains cas, la diversité microbienne a été augmentée de 25 % dans des sols riches en biochar (*Terra Preta*) comparativement à des sols n'ayant pas été modifiés (Kim et al., 2007). Dans d'autres études, la diversité des archéobactéries et des champignons était plus faible en présence de biochar pour des sols tempérés (Taketani et Tsai, 2010).

Le biochar peut également stimuler l'activité microbienne du sol qui est essentielle dans le cycle des nutriments (Laird et al., 2010). Les études effectuées à court terme ont montré des résultats positifs significatifs sur les paramètres microbiens du sol telles la croissance et la biomasse microbienne, la respiration microbienne du sol et le taux de minéralisation nette contrairement aux études à long terme qui n'ont observé aucune différence entre un sol amendé et non amendé en biochar (Castaldi et al., 2011; Quilliam et al., 2012; Zavalloni et al., 2011). Par ailleurs, l'une de ces études a montré qu'une deuxième application en cours de culture (le double de la quantité de départ ajoutée en cours de culture) de biochar au sol a eu un effet significatif positif sur les paramètres microbiens (croissance et colonisation mycorhizienne) et la qualité du sol (Quilliam et al., 2012). Les changements dans la communauté et l'abondance microbienne engendrés par l'ajout de biochar au sol peuvent affecter la minéralisation de composés organiques dans le sol ainsi que la minéralisation propre du biochar. À vrai dire, l'ajout de biochar au sol modifie plusieurs processus dans le sol dont la dénitrification (Yanai et al., 2007), l'oxydation du méthane (Lehmann et Joseph, 2009), la minéralisation du carbone (Liang et al., 2010) et les transformations minérales (DeLuca et al., 2009).

D'autre part, l'ajout de biochar au sol affecte le pH et influence ainsi l'abondance microbienne. Généralement, sous des conditions environnementales similaires, la biomasse microbienne augmente avec une hausse du pH de 3,7 à 8,3 (Thies et Rillig, 2009). Toutefois, les bactéries et les champignons répondent différemment à un changement de pH dans le sol : les bactéries répondent positivement à une hausse du pH au-delà de 7 tandis que les champignons ne montrent aucun changement significatif dans leur biomasse totale (Rousk et al., 2010).

L'importance de la structure poreuse pour la rétention des microorganismes est suggérée par plusieurs études (Lehmann et al., 2011). Les bactéries autant que les champignons seraient hypothétiquement protégés contre les prédateurs et les compétiteurs en présence de biochar qui, par sa structure poreuse, permettrait aux microorganismes de se réfugier dans ces pores (Thies et Rillig, 2009). Ainsi,

l'abondance microbienne serait influencée par l'adhésion bactérienne sur le biochar. Ce phénomène permet d'augmenter l'abondance microbienne, mais d'un autre côté, l'abondance fongique ne semble pas autant affectée, puisqu'initialement les champignons sont moins mobiles en raison de leur réseau d'hyphes qui les ancrent au sol. L'adhésion microbienne peut être causée par différents processus incluant les attractions hydrophobiques et les forces électrostatiques (Lehmann et al., 2011). L'adhésion peut également dépendre de la grosseur des pores de la structure poreuse du biochar (Downie et al., 2009). En effet, les pores doivent être plus larges que la grosseur des microorganismes afin que ceux-ci puissent se loger dans les espaces et adhérer aux surfaces. L'habilité du biochar à retenir les microorganismes varie beaucoup selon les propriétés du biochar (largeur des pores, teneur en cendre, etc.). En définitive, la capacité d'adsorber la matière organique soluble, les gaz et les nutriments inorganiques à sa surface fait du biochar un habitat idéal pour les microorganismes qui le colonisent pour s'y développer et s'y reproduire (Thies et Rillig, 2009).

Le biochar influence également l'abondance microbienne en assurant une protection contre la dessiccation. En fait, l'ajout de biochar au sol augmente la capacité de rétention en eau grâce à sa surface poreuse offrant aux microorganismes une hydratation durant des périodes sèches ou à l'intérieur même de sols arides (Glaser et al., 2002; Liang et al., 2006). En contrepartie, l'abondance microbienne peut être affectée par l'absorption de toxines et/ou de signaux chimiques par le biochar. De ce fait, certaines substances toxiques nuisibles à la croissance microbienne peuvent être retenues à la surface du biochar et induire une diminution dans l'abondance des microorganismes (Lehmann et al., 2011). Par ailleurs, l'influence du biochar sur les microorganismes peut avoir un impact sur la croissance et la productivité d'une culture. Par contre, la relation entre la modification des populations microbiennes et la croissance d'une culture commence à peine à être étudiée. Une explication possible pour une croissance accrue des plants en présence de biochar réside dans le fait que les microorganismes bénéfiques aux plantes sont plus avantagés dans la rhizosphère (Graber et al., 2010). Somme toute, les facteurs responsables de changements dans

l'abondance des microorganismes peuvent différer selon le groupe de microorganismes.

L'un comme l'autre, le biochar et les associations mycorhiziennes dans le sol sont importants dans les écosystèmes puisqu'ils contribuent à la production durable des plantes, à la restauration des écosystèmes et à la séquestration du carbone dans le sol ainsi qu'à la réduction des émissions de gaz à effet de serre (Warnock et al., 2007). Ainsi, non seulement les communautés microbiennes sont affectées par la présence de biochar, mais les mycorhizes le sont tout autant. Les deux groupes de mycorhizes les plus fréquemment rencontrés, soit les mycorhizes arbusculaires (AMF) et les ectomycorhizes (ECM), peuvent être positivement ou négativement affectés par la présence de biochar dans le sol (Warnock et al., 2007). Expérimentalement, la réponse mycorhizienne chez la plante hôte est généralement mesurée par la colonisation racinaire et plus précisément par l'abondance de tissus racinaires infectés chez la plante. D'une part, Solaiman et al. (2010) ont rapporté que la colonisation des racines de blé par les mycorhizes augmente de 20 à 40 % suite à l'ajout de 0,6 à 6 t ha<sup>-1</sup> de biochar (bois d'Eucalyptus) comparativement à un taux de colonisation de l'ordre de 5 à 20 % pour les milieux témoins. En revanche, d'autres études ont montré une réduction dans l'abondance de mycorhizes ou dans leur proportion suite à l'addition de biochar au sol (Warnock et al., 2010).

Les vers de terre sont des organismes modèles du biote du sol puisqu'ils sont sensibles aux perturbations de leur environnement (Li et al., 2011). De plus, ils représentent une bonne majorité de la macrofaune du sol et un changement dans les caractéristiques du sol peut influencer leur abondance (Nurhidayati et al., 2012). Leur présence dans le sol est favorable à plusieurs processus pédologiques tels la formation d'agrégats, la décomposition de résidus, la minéralisation des nutriments, l'aération et l'infiltration d'eau, et l'addition de biochar au sol peut influencer leur population (Weyers et Spokas, 2011). D'une part, il est avancé que les vers de terre ingèrent des particules de biochar lorsqu'il est ajouté au sol et que les vers préfèrent un sol amendé en biochar. En effet, les travaux de Van Zwieten et al. (2010) ont montré que les vers



de terre présentent une préférence pour un sol amendé en biochar dans le cas particulier d'un ferrosol. Il n'est pas clair pour quelle raison les vers de terre ingèrent du biochar, mais une explication possible à ce phénomène serait qu'ils ingèrent des métabolites produits par les microorganismes qui sont plus abondants à la surface des particules de biochar (Lehmann et al., 2011). De cette façon, les vers de terre contribueraient à la dispersion du biochar dans le sol. D'autre part, Weyers et Spokas (2011) affirment que plusieurs études ont observé un impact négatif du biochar sur l'abondance en vers de terre sur une courte période de temps tandis que sur le long terme, l'impact sur leur abondance est nul. Malgré qu'il demeure plutôt difficile d'expliquer les raisons d'une mortalité des vers de terre en présence de biochar, des hypothèses sur l'altération du pH du sol et même la présence d'hydrocarbures dans le biochar pourraient expliquer le phénomène (Weyers et Spokas, 2011). Toute réponse de la population de vers de terre est intimement liée aux propriétés du biochar selon ses conditions de fabrication (température de combustion et matière première utilisée).

En résumé, le Tableau 2 présente le niveau actuel de connaissances dans divers champs de recherche pour l'impact du biochar sur l'ensemble du biote du sol. Actuellement, plusieurs études se sont fortement intéressées à l'effet d'un amendement en biochar sur l'abondance microbienne du sol. D'autres études se sont penchées sur l'effet du biochar sur l'abondance et les fonctions racinaires ainsi que la communauté microbienne. Par contre, des recherches plus approfondies seraient requises en ce qui concerne les impacts du biochar sur la macrofaune du sol (son abondance, ses communautés et ses fonctions), sur les interactions enzymatiques dans le sol ainsi que les fonctions microbiennes influencées par l'ajout de biochar. D'autre part, peu est connu sur les effets d'un amendement en biochar sur le contrôle des pathogènes et les risques environnementaux relatifs à cet ajout dans le sol. Brièvement, les avancées récentes dans la compréhension du biochar justifient une évaluation de la relation existant entre ses propriétés et son impact sur l'ensemble du biote du sol (Lehmann et al., 2011).

**Tableau 2:** Niveau de connaissances actuelles de l'effet du biochar sur l'ensemble du biote sol.

<b>Domaine de recherche</b>	<b>Niveau de connaissances</b>
Abondance microbienne	+++
Abondance de la faune	+
Abondance racinaire	++
Communauté microbienne	++
Communauté de la faune	+
Fonction microbienne	+
Fonction de la faune	—
Fonction racinaire	++
Inoculants du biochar	+
Interactions enzymatiques	+
Contrôle des pathogènes	+
Risques environnementaux	+

+, ++, +++, niveau de connaissances faible, moyen et élevé (Source: Lehmann et al., 2011).

### 1.5 Le biochar et les émissions de gaz à effet de serre

Les changements climatiques sont l'un des enjeux les plus importants du monde agricole moderne avec des émissions de gaz à effet de serre (GES) de l'ordre de 10 à 12 % de l'ensemble des émissions anthropogéniques (Zhang et al., 2012). De ce fait, le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>), le méthane (CH<sub>4</sub>) et les oxydes d'azote (NO<sub>x</sub>) sont les principaux gaz responsables de l'effet de serre, qui sont libérés à la fois par la combustion de combustibles fossiles et de la biomasse ainsi que de la décomposition de la matière organique (Lehmann et al., 2006). L'oxyde nitreux (N<sub>2</sub>O) reçoit une très grande attention puisqu'il est un gaz à effet de serre puissant avec une concentration atmosphérique actuelle de 319 ppb, pouvant persister plus de 150 années et possédant un potentiel de réchauffement climatique de 298 fois celui du CO<sub>2</sub> (Wang et al., 2013). Il s'avère donc primordial de réduire cette incidence des gaz à effet de serre d'une part en séquestrant le carbone dans l'environnement afin de diminuer les

émissions de CO<sub>2</sub> et de CH<sub>4</sub> et d'autre part en améliorant les processus biologiques du sol qui émettent du N<sub>2</sub>O.

Différentes stratégies ont été rapportées afin de pallier à ce fléau tel le reboisement afin d'emmagasiner le CO<sub>2</sub> excédentaire par le processus de photosynthèse qui capte le CO<sub>2</sub> atmosphérique afin de le stocker dans la biomasse ligneuse. Divers puits de carbone peuvent également avoir un impact positif sur la séquestration du carbone atmosphérique. Essentiellement, un puits de carbone se définit comme étant un réservoir de carbone, naturel ou artificiel, qui a la capacité d'absorber le carbone atmosphérique et ainsi contribuer à diminuer la quantité de dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) atmosphérique (Falkowski et al., 2000). Différents réservoirs de carbone peuvent capturer le CO<sub>2</sub> atmosphérique dont la biomasse aérienne, la biomasse souterraine, le carbone présent dans le bois mort, le carbone présent dans la litière du sol et le carbone séquestré dans le sol. Ainsi, toute la biomasse aérienne d'une plante telles les tiges, les feuilles, l'écorce d'un arbre ainsi que toute la biomasse souterraine que constituent le réseau racinaire dont les fines racines souvent mycorhizées contribuent à séquestrer le carbone pour réduire les émissions de CO<sub>2</sub>. Le sol constitue lui aussi un excellent puits de carbone par l'accumulation de la matière organique sous forme d'humus (Lal, 2004).

Il est également proposé que la séquestration du carbone dans la biosphère peut être augmentée par l'accroissement des réserves de carbone dans le sol (Lehmann et al., 2006). Conséquemment, ces dernières années, les chercheurs se sont intéressés à la capacité du biochar de séquestrer le carbone dans le sol et ainsi l'utiliser comme moyen de réduire les émissions excessives de CO<sub>2</sub> et autres gaz du réchauffement climatique dans l'atmosphère (Xu et al., 2012; Gaunt et Cowie, 2009). En effet, le biochar possède la capacité de réduire les émissions d'oxyde nitreux (N<sub>2</sub>O) et de méthane (CH<sub>4</sub>) du sol ainsi que d'autres polluants environnementaux tels que les métaux lourds, les pesticides et autres contaminants organiques (Yao et al., 2012). C'est, entre autres, par des transformations biologiques que les émissions de N<sub>2</sub>O peuvent être diminuées. En effet, certains processus tels la nitrification par les microorganismes du sol peuvent être modifiés en présence de biochar. D'abord,

l'oxyde nitreux est produit à travers trois processus biologiques: 1) lors de la première étape de la nitrification, le  $N_2O$  est un sous-produit de l'oxydation de  $NH_4^+$  en  $NO_2^-$ , 2) lors de la deuxième étape de la nitrification qui transforme le  $NO_2^-$  en  $NO_3^-$ , il s'avère possible que du  $N_2O$  soit produit par des bactéries nitrifiantes spécialisées qui utilisent alors le  $NO_2^-$  comme accepteur final d'électron sous de faibles concentrations en oxygène et, 3) la dénitrification par des bactéries aérobies hétérotrophes qui transforment  $NO_3^-$  ou  $NO_2^-$  en  $N_2O$  et  $N_2$  sous des conditions anoxiques (Van Zwieten et al., 2009). Alors, le biochar réduit la production de  $N_2O$  en inhibant l'un ou l'autre des processus mentionnés ci-haut. De plus, l'ajout de biochar au sol peut améliorer la nitrification dans certains sols présentant à la base de faibles taux de nitrification ou, au contraire, pour des sols présentant de hauts niveaux de nitrification au départ, l'ajout de biochar au sol peut ne pas avoir d'effet sur la nitrification (DeLuca et al., 2006). La dénitrification peut aussi être affectée en présence de biochar en stimulant les microorganismes responsables de la réduction du  $N_2O$  en  $N_2$  par une augmentation du pH (Yanai et al., 2007). D'ailleurs, les gaz produits ( $NO$ ,  $N_2O$ ) par ces processus peuvent aussi être adsorbés à la surface du biochar.

Plusieurs processus édaphiques sont contrôlés par la structure du sol tels la rétention en eau, les mouvements des gaz et de l'eau et l'aération. Ainsi, la porosité et la distribution des pores dans le sol contrôlent d'importants processus physiques et chimiques (Downie et al., 2009). En améliorant les propriétés physiques du sol et en augmentant la diffusion d'oxygène, le biochar réduit l'incidence des conditions anaérobiques essentielles à la production de méthane ( $CH_4$ ). Une meilleure aération du sol par l'ajout de biochar peut également avoir une influence sur la diversité et la fonctionnalité des dénitrificateurs dans le sol et ainsi agir sur la production de  $N_2O$  (Van Zwieten et al., 2009). De plus, l'augmentation du pH du sol par l'ajout de biochar occasionne une diminution dans la libération de  $N_2O$  lors de la dénitrification et réduit le ratio  $N_2O/N_2$  en encourageant l'activité de la  $N_2O$  réductase par l'alcalinité du biochar chez les microorganismes dénitrificateurs (Yanai et al., 2007). Par ailleurs, les méthanogènes produisant le méthane ainsi que les méthanotrophes utilisant le méthane peuvent être influencés par une élévation du pH dans le sol qui dépendra des

autres facteurs physiques tels l'humidité du sol et l'aération qui se voient modifiées par l'ajout de biochar au sol. Généralement, l'ajout de biochar au sol est favorable aux méthanotrophes au détriment des méthanogènes, résultant en une augmentation de la capacité d'absorption du méthane dans le sol (Van Zwieten et al., 2009).

Le biochar suscite énormément d'intérêt dans le contexte du réchauffement climatique en présentant une capacité à réduire les émissions de gaz à effet de serre par sa particularité d'être un matériau riche en carbone, stable et durable dans le sol lui permettant de séquestrer le carbone atmosphérique. Il peut être perçu comme une solution immédiate à l'impact négatif des activités agricoles fortement émettrices de gaz à effet de serre. D'ailleurs, l'utilisation du biochar comme stratégie de réduction des émissions de gaz à effet de serre est également effective pour un sol fertilisé et présentant un bon contenu en azote (Zheng et al., 2012). Bien que de grandes quantités de CO<sub>2</sub> circulent par le cycle du carbone entre l'atmosphère et la recapture par photosynthèse des plantes sur une base annuelle, la majorité du carbone organique mondial est stocké dans le sol. Cela dit, détourner, par le biais du biochar, une petite proportion de cette grande quantité de carbone qui circule annuellement dans le cycle du carbone permet d'engendrer une bonne différence dans les concentrations de CO<sub>2</sub> atmosphériques, mais n'engendre que peu de différence dans l'ensemble du carbone stocké dans le sol (Lehmann et Joseph, 2009).

### 1.6 Le biochar et l'agriculture biologique

L'application du biochar en agriculture reçoit une attention particulière depuis quelques années, notamment pour son pouvoir (i) d'être un excellent puits de carbone capable d'atténuer les changements climatiques, (ii) d'augmenter la capacité de rétention en eau du sol, (iii) de réduire les émissions de gaz à effet de serre, et (iv) de contrôler la mobilité d'un bon nombre de polluants environnementaux tels les métaux lourds, les pesticides et autres contaminants (Yao et al., 2012). De plus, en réduisant le lessivage des nutriments, le biochar permet une meilleure fertilité des sols et une

plus grande productivité des cultures (Sohi et al., 2010). Toutefois, tous ces avantages énumérés sur l'application de biochar au sol ont été largement testés en sols agricoles présentant des caractéristiques spécifiques de sols souvent minéraux ayant subi des pratiques agricoles favorisant l'érosion du sol. D'ailleurs, peu d'études sont rapportées sur l'effet du biochar au niveau des productions biologiques et son impact sur la réduction de l'utilisation d'amendements et d'engrais biologiques. Par ailleurs, bon nombre d'études sur le biochar ont été réalisées en colonnes ou en pots ainsi qu'en laboratoire avec des sols prélevés sur le terrain (Atland et Locke, 2012; Pudasaini et al., 2012; Prendergast-Miller et al., 2011; Mukherjee et Zimmerman, 2013). Néanmoins, pour des cultures hydroponiques en serre, Nichols et al. (2010) ont observé des rendements comparables ou supérieurs lorsque le biochar est utilisé comme milieu de culture. De plus, Gravel et al. (2013) ont observé que l'amendement en biochar (1:1, v/v) d'un substrat biologique à base de tourbe pour la culture en serre du poivron, de la laitue, du basilic, du géranium et de la coriandre présentait des effets variables selon l'espèce étudiée. En effet, des effets bénéfiques d'un ajout de biochar ont été observés pour la culture de la coriandre, des effets nuls pour la culture du poivron et du géranium et des effets nuisibles pour la culture de la laitue (Gravel et al., 2013). Somme toute, peu d'études ont examiné l'influence du biochar sur une culture en serre biologique.

### 1.7 Agriculture biologique

L'agriculture biologique se définit comme un système de production qui maintient la santé des sols, des écosystèmes et des gens et qui se base principalement sur une vision minimaliste des intrants et de l'impact sur l'environnement (Dorais et Schwarz, 2015). Avec les années, l'agriculture biologique a pris de l'ampleur avec une plus grande demande pour des produits biologiques qui a fait un bond de 7,7 % depuis les dix dernières années en Amérique du Nord sans compter une superficie de 2,7 millions d'hectares gérée biologiquement sur le continent nord-américain dont 0,7 million au Canada (Dorais et Schwarz, 2015). D'autre part, la superficie occupée par

la culture de fruits et légumes biologiques sous serre représente environ 3 448 ha, soit 7,3 % de la superficie totale allouée à la culture sous serre de l'Union européenne. De plus, chaque année, cette superficie augmente de 5,7 % pour atteindre plus de 1 000 ha sur le continent nord américain (Dorais et Schwarz, 2015). Le grand principe de la culture biologique est sans aucun doute que le sol nourrit la plante (Weill et Duval, 2009a). En effet, les sols biologiques possèdent une plus grande réserve de carbone organique et biomasse microbienne ainsi qu'une plus forte activité enzymatique qui avantage les cultures. Dans une perspective de meilleur rendement des cultures biologiques, les apports ajoutés aux sols sont souvent plus élevés que les besoins de la culture et s'en suit un déséquilibre dans les niveaux nutritifs du sol (Dorais et Schwarz, 2015).

### 1.8 Problématique actuelle

Afin de répondre à la demande grandissante des consommateurs pour des produits biologiques disponibles sur une longue période de l'année, la production en serre s'avère être une option à privilégier. Ce type de cultures intensives est toutefois très exigeant et demande des apports d'amendement importants afin de combler la demande en nutriments de la culture. Malgré les apports de fertilisants aux cultures, la disponibilité en azote, entre autres, peut limiter la productivité des cultures (Dorais et Schwarz, 2015). L'ajout de compost pour augmenter cette disponibilité en azote est pratique courante, mais peut être limité pour la plante par le fort contenu en phosphore déjà présent en grandes quantités dans le sol (Lehmann et al., 2011). De fortes doses de fertilisants sont couramment appliquées en serre pour l'obtention de rendements les plus élevés possibles.

D'autre part, une approche utilisant la balance des nutriments indique que l'émission des minéraux des systèmes biologiques est potentiellement élevée (Voogt, 1999). Les ratios N-P-K des intrants (1: 0,9: 0,8) sont souvent différents de ce qui est nécessaire à la plante (1: 0,3: 1,4) ce qui occasionne des excès ou des carences de nutriments

dans le sol dont les quantités d'azote sont les plus élevées (Yu et al., 2010). Les surplus de fertilisants dans les cultures en serre peuvent avoir de forts impacts négatifs comme un déséquilibre des nutriments et du pH, une salinisation secondaire, une accumulation des nitrates, et par surcroît, mener à de la pollution environnementale (Yu et al., 2010). Une bonne option pour envisager la réduction du lessivage des nutriments du sol est sans contredit l'utilisation du biochar au sein des cultures (Yao et al., 2012). Ainsi, ce projet est innovateur puisque très peu d'études ont été réalisées sur des sols biologiques pour lesquels l'activité biologique est un facteur primordial procurant une santé globale de la culture et une bonne productivité.



## **2. HYPOTHÈSES ET OBJECTIFS**

Selon la problématique exposée ci-haut, il est souhaitable d'augmenter le rendement agronomique par unité d'engrais utilisée afin de réduire au minimum les rejets de nutriments dans les nappes phréatiques ainsi que de diminuer les coûts reliés aux apports d'engrais. Ainsi, l'objectif principal de ce projet visait à déterminer l'efficacité agronomique des sols biologiques amendés en biochar pour une culture de tomates sous serre. Dans cette optique d'efficacité, l'activité microbienne des sols n'est pas à négliger compte tenu de son rôle dans les cycles biogéochimiques. Cela dit, l'activité des microorganismes doit être stimulée dans les sols biologiques afin d'accroître le taux de minéralisation et par conséquent rendre disponibles les éléments nutritifs essentiels à la plante et du même coup, réduire la perte de ces éléments par lessivage. Une agriculture efficace et durable se doit aussi de réduire ses émissions de gaz à effet de serre. Les hypothèses de cette étude étaient que l'addition du biochar aux sols biologiques permet :

- (1) d'augmenter la rétention des nutriments dans le sol;
- (2) de stimuler l'activité microbienne du sol et les taux de minéralisation;
- (3) de diminuer les rejets de gaz à effet de serre.

Cette étude a permis d'évaluer l'impact du biochar sur six types de sols biologiques en déterminant son effet sur plusieurs aspects dont la croissance et le rendement de la culture, la rétention des éléments nutritifs, l'émission des gaz à effet de serre et l'activité biologique du sol. D'autre part, ce projet a permis de comparer, pour ces sols, deux fréquences de fertilisation soit de 4 semaines (mai à juillet 2013) et de 2 semaines (août à octobre 2013). Les objectifs spécifiques de ce projet étaient de:

- (1) Évaluer la rétention des éléments nutritifs dans les sols biologiques
- (2) Évaluer l'activité microbienne des sols biologiques
- (3) Mesurer les rejets de gaz à effet de serre.



### **3. MÉTHODOLOGIE**

#### 3.1 Description et préparation du projet

Afin de répondre aux objectifs de ce projet, des amendements en biochar ont été apportés à six types de substrats biologiques utilisés pour une culture biologique de tomates sous serre. Ces six différents substrats ont été introduits au préalable dans des bacs de culture pour une expérimentation en 2009 portant sur le développement d'une culture biologique de tomates de serre (Gravel et al., 2011b). Le biochar utilisé provenait d'une pyrolyse de copeaux d'épinettes blanches et noires et de sapin baumier effectuée sous un environnement faible en oxygène et à une température se situant entre 700 et 750 °C (Biochar Engineering Inc., Colorado). Le biochar produit par la compagnie contenait deux fractions: 80 % du matériel mesurait approximativement 1,5 cm de long par 1 cm de large et 20 % du matériel était sous forme de fine poussière de l'ordre de 10 à 100 µm (Biochar Engineering Inc., Colorado). Ce biochar présentait un pH de 9,5 et une conductivité électrique (CE) de 1,62 (Annexe 1; Tableau A.1). Le biochar a été incorporé aux divers substrats deux années auparavant, soit en 2011, suite au projet de 2010 portant sur l'oxygénation et la recirculation des effluents (Pepin et al., 2011). Avant le début de la culture, une caractérisation des propriétés physico-chimiques des sols a été effectuée (Annexe 1; Tableau A.2). Les paramètres mesurés incluaient la courbe de désorption des sols (potentiel hydrique versus contenu volumique en eau), la porosité des sols, la masse volumique apparente et un test de granulométrie. Ces paramètres ont été utiles dans l'analyse des données. De plus, la masse volumique apparente de chacun des types de substrats (i.e. amendés et non amendés en biochar) a été évaluée (Annexe 1; Tableau A.3). Les substrats amendés en biochar ont d'abord accueilli une première culture de tomates en 2012 pour ensuite soutenir un engrais vert (seigle) de janvier à mars 2013 avant de recevoir la culture de tomates pour ce projet de maîtrise en 2013. De plus, une dizaine de vers de terre par bac de culture ont été ajoutés avant la plantation de la culture de tomates en 2012.

Selon leurs caractéristiques physico-chimiques et les analyses de sol effectuées avant la plantation, les substrats ont reçu une fertilisation biologique de départ à base d'engrais certifiés biologiques afin d'équilibrer leurs niveaux nutritifs. Le pH a également été ajusté afin d'éliminer tout biais pouvant être causé par un effet pH. Pour chaque bac de culture, les éléments nutritifs présents dans les substrats ont été comparés à des valeurs de référence pour une culture biologique de tomates sous serre (Dorais et Schwarz, 2015; Voogt, 1999; Sonneveld et Voogt, 2009; CPVQ, 1990; Dorais et Dubé, 2011). Cette comparaison a permis de déterminer la quantité d'engrais à ajouter au sol afin d'équilibrer tous les bacs de culture en éléments nutritifs selon la logique suivante: l'apport d'engrais à apporter au sol équivaut à la soustraction des besoins de la culture (culture biologique de tomates) et des avoirs du sol en éléments nutritifs totaux. Après analyse, tous les éléments nutritifs dans les substrats se sont avérés en quantité suffisante sauf exception pour l'azote qui présentait des quantités plus faibles pour le  $\text{NO}_3^-$  et le  $\text{NH}_4^+$  que les valeurs de référence souhaitées. La farine de plumes a été sélectionnée afin de répondre aux besoins en azote des divers substrats. Chaque semaine, pendant trois semaines, des quantités de 500 g de farine de plumes 13-0-0 (Les engrais naturels McInnes) ont été mélangées à 500 g de compost Bio-sol Marin 2-1-1 (Fafard Inc.) pour en faciliter l'épandage et son incorporation aux sols de chacun des bacs de culture.

La disponibilité des éléments nutritifs, l'activité biologique des sols, la croissance et le rendement des plants ainsi que l'émission des gaz à effet de serre ont été évalués au cours de ce projet. Les résultats des traitements de sol en présence de biochar ont ensuite été comparés aux traitements témoins sans biochar.

### 3.2 Site expérimental

Le projet s'est déroulé dans une serre expérimentale de 150 m<sup>2</sup> du complexe de serres haute performance de l'Université Laval (Québec, QC) présenté à la figure 2. Dans cette serre, 36 bacs de culture de 0,62 m<sup>3</sup> ont été disposés en trois rangées où

prenaient place les six types de substrats étudiés. Les rangs de chaque côté de la serre ont été utilisés comme rangs de garde afin d'éviter les effets de bordure. La culture a été mise en place le 14 mars 2013 et les transplants de tomate biologique (*Solanum lycopersicum* cv Trust) ont été plantés aléatoirement à raison de 8 plants par bac de culture pour un grand total de 288 plants pour l'ensemble des 36 bacs de culture. Ceci correspondait à une densité approximative de 2,8 plants par m<sup>2</sup>.



**Figure 2:** Photo extérieure du complexe de serres haute performance de l'Université Laval (Québec, Qc) (Source: <http://www.innovation.ca/fr/navigateur/SerreHautePerformance>).

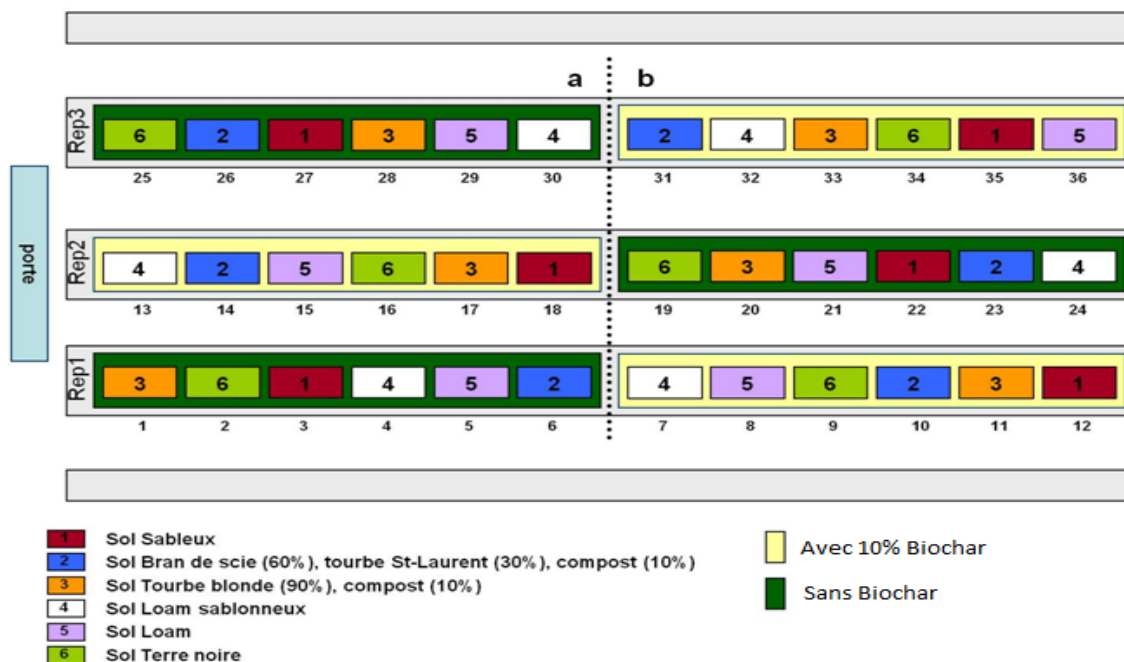
### 3.3 Dispositif expérimental

Dans la serre, les six types de sol ont été distribués aléatoirement parmi les trois rangées de bacs de culture afin d'obtenir trois répétitions pour chaque traitement de sol et de biochar. Ainsi, chaque bac de culture (0,62 m<sup>3</sup>) représentait une unité expérimentale pour un total de 36 unités expérimentales. Le dispositif expérimental se définissait comme un plan en blocs complets aléatoires avec une structure factorielle des traitements sol et biochar (factoriel 6 x 2). Autrement dit, les trois rangées de 12 bacs de culture (unités expérimentales) représentaient les blocs (répétitions) pour les deux traitements sol et biochar. Deux traitements de biochar ont

été évalués; l'un avec 10% biochar (v/v) et l'autre sans biochar (témoin). Les six types de substrats étudiés étaient :

- 1) un sol sableux (sol provenant de la ferme de monsieur André Carrier);
- 2) un mélange de sciure, tourbe et compost (6:3:1);
- 3) un sol organique (tourbe et compost = 9:1) ayant 40% de porosité d'air;
- 4) un loam (sol provenant de la ferme Naturlutte de monsieur Ghislain Jutras);
- 5) un loam sableux (Serres Jardins Nature);
- 6) une terre noire (Les Industries Harnois, Joliette).

Comme présenté dans la figure 3, la moitié des 36 unités expérimentales, soit 18 bacs de culture (6 types de sol x 3 répétitions) ont été amendés avec 10% biochar, représentées en jaune, comparativement à l'autre moitié des unités expérimentales sans biochar (traitements témoins), représentées en vert. Les plants de garde sont représentés par les bandes grises de chaque côté de la serre sur la figure 3.



**Figure 3:** Plan du dispositif expérimental établi dans une serre de 150 m<sup>2</sup> du complexe de serres haute performance à l'Université Laval (Québec, Qc).

### 3.4 Conditions de culture et de fertilisation

Une régie de culture standard a été mise en place pour toute la durée de la saison de croissance. Ainsi, les plants de tomate ont été tuteurés, taillés et effeuillés hebdomadairement. Les grappes ont été taillées à 4 ou 5 fruits et récoltées selon le stade de développement (maturité) des fruits. La pollinisation a été réalisée au moyen de bourdons. Une ruche pour l'ensemble de la serre était placée à un endroit stratégique et a dû être changée à une reprise au cours de la culture. L'irrigation était quant à elle contrôlée à l'aide de tensiomètres installés dans chacun des bacs de culture et les seuils de départ ont été déterminés (tension matricielle autour de -40 kPa pour les sols minéraux et -20 kPa pour les sols organiques) à partir des courbes de désorption des différents types de sols. De plus, des thermocouples ont été installés dans un bac par type de sol afin de faire un suivi continu de la température du sol. La température de la serre a été ajustée en fonction de la vigueur des plants et le stade de développement (végétatif versus reproductif). La température de jour variait autour de 22 °C (Annexe 1; Figure A.1) tandis que la température de nuit variait autour de 18 °C. L'humidité relative quant à elle a été ajustée autour de 60 à 70 % (Annexe 1; Figure A.2). Le déficit de pression de vapeur (DPV) était maintenu entre 0,6 et 1,0 kPa. Le système Priva enregistrait hebdomadairement un rapport climatique comprenant toutes les données climatiques de la serre et permettait d'ajuster les paramètres au besoin.

Suite à la fertilisation biologique effectuée au départ pour équilibrer les différents types de sols, une régie de fertilisation biologique a été élaborée afin répondre aux besoins de la culture. Cette fertilisation était basée sur les études antérieures réalisées par Gravel et al. (2011a,b) et a été adaptée aux besoins de la culture. La même recette de fertilisation élaborée pour la culture de 2012 a été appliquée à la culture de 2013 (Annexe 1; Fertilisation de base). Un mélange de trois différents engrais certifiés biologiques a été préparé: farine de plumes (13-0-0; Les engrais naturels McInnes), farine de crevettes (6,5-4,7-0,7; Distrival Ltd) et extrait d'algues marines (1-0,1-2;

Distrival Ltd). Cette fertilisation a été soumise à des modifications de fréquence d'épandage dans le temps (2 semaines versus 4 semaines) selon le dispositif expérimental établi et afin de déterminer sous quelle régie le système de culture (avec et sans biochar) présente le meilleur équilibre nutritif (Tableau 3). Ainsi, ces deux différentes fréquences de fertilisation ont été appliquées de la même façon aux 36 unités expérimentales.

**Tableau 3:** Modifications des conditions de culture de mai à octobre 2013 pour la même culture de tomates (*Solanum lycopersicum* cv Trust).

	Culture 2013	
	Mai, Juin, Juillet 2013	Août, Septembre, Octobre 2013
<b>Traitement biochar</b>	10%	10%
<b>Fréquence de fertilisation</b>	4 semaines	2 semaines

En parallèle à la fertilisation de base apportée directement aux bacs de culture, une fertilisation d'appoint a été conçue afin de répondre aux besoins immédiats et particuliers des plants. En effet, au mois de mai 2013, les plants présentaient des signes de carence en calcium et/ou magnésium se manifestant sous forme de taches de couleur jaune au niveau du pourtour des feuilles (Annexe 1; Figure A.3). Une fertilisation foliaire d'extraits d'algues marines et de calcium (Oligo-Ca 6 %) a été entreprise afin de corriger la carence. Des analyses minérales foliaires ont aussi été réalisées (Laboratoire de service de l'Université de Guelph) afin de confirmer une carence en magnésium. Pour remédier à ce problème, des engrais solubles certifiés biologiques ont été apportés aux bacs de culture avec l'eau d'irrigation. Les quantités d'engrais étaient mesurés et dissouts dans l'eau pendant 24 h avant d'être ajoutés aux bassins d'irrigation. Ainsi, au courant du mois de juin 2013, du SulpoMag (0-0-22; 11 % Mg) et des sulfates de potassium (0-0-52) ont été ajoutés à l'eau d'irrigation. À partir du mois de juillet 2013, du chlorure de calcium ( $\text{CaCl}_2$  à 28 %) a été ajouté à cette recette de fertilisation d'appoint ainsi que du Converted (2,5-2-1) légèrement délayé dans l'eau et appliqué directement aux bacs de culture à quelques occasions



(Annexe 1; Fertilisation d'appoint). Les signes de carence ont disparu en juillet 2013, mais cette fertilisation d'appoint s'est tout de même poursuivie jusqu'au mois d'octobre 2013 par mesure de prévention.

La même régie de culture établie pour les plants expérimentaux a été appliquée pour les rangs de garde de chaque côté de la serre. Par contre, une fertilisation à base d'engrais de synthèse était plus appropriée compte tenu du faible volume des bacs (environ 20 L) pour les rangs de garde (Annexe 1; Fertilisation des rangs de garde).

### 3.5 Mesures des paramètres du sol

#### *3.5.1 Analyses minérales du sol*

Des échantillons composites (6 carottes) de sol ont été prélevés chaque mois dans les 20 premiers centimètres de sol (0-20 cm) pour chacun des bacs de culture (unité expérimentale). Les sols étaient ensuite séchés à l'air ambiant dans des coupelles d'aluminium pendant quelques semaines, puis tamisés à 2 mm et entreposés dans des sacs hermétiques jusqu'à leur analyse minérale. L'extraction des ions pour ces échantillons s'est faite selon la méthode d'extraction Mehlich III, qui extrait les ions aluminium ( $\text{Al}^{3+}$ ), calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ), cuivre ( $\text{Cu}^{2+}$ ), fer ( $\text{Fe}^{2+}$ ), potassium ( $\text{K}^+$ ), magnésium ( $\text{Mg}^{2+}$ ), manganèse ( $\text{Mn}^{2+}$ ), phosphore (P) et zinc ( $\text{Zn}^{2+}$ ), et la méthode d'extraction au chlorure de potassium (KCl) qui permet d'extraire les ions  $\text{NO}_3^-$  et  $\text{NH}_4^+$ . Les deux méthodes consistent à extraire les ions au moyen d'une solution extractive qui se veut un mélange de divers réactifs pour la méthode Mehlich III (Mehlich, 1984) et une solution de chlorure de potassium à 2 M pour la méthode KCl (Maynard et Kalra, 1993). La solution extractive a été ajoutée à une quantité de sol sec (45 mL de solution pour 3 g de sol pour Mehlich III et 50 mL de solution pour 5 g de sol pour KCl) afin d'humidifier le sol et d'en extraire les ions pendant un temps déterminé (5 minutes pour Mehlich III et 1 h pour KCl) sous agitation à 120 rpm. Ces

solutions ont ensuite été filtrées pour n'en garder que le filtrat qui était entreposé à 4 °C pour les échantillons Mehlich III et -20 °C pour les échantillons KCl avant leur dosage. Le dosage des ions P, K<sup>+</sup>, Mg<sup>2+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Mn<sup>2+</sup>, Zn<sup>2+</sup> et Cu<sup>2+</sup> s'est fait au moyen d'un spectrophotomètre d'émission à plasma d'argon (ICP-AOE) pour les échantillons Mehlich III. Les deux modèles d'appareils utilisés pour le dosage étaient un Optima 3200DV (PerkinElmer instrument, USA) pour les échantillons analysés avant le mois de novembre 2013 et les échantillons analysés après le mois de novembre 2013 l'ont été avec le modèle ICAP7400 duo (ThermoFisher, USA). Pour la méthode KCl, les ions nitrate et ammonium ont été dosés par colorimétrie automatisée (QuickChem method 12-107-06-2-F, August 2007 et QuickChem method 12-107-04-1-B, August 2003). Le modèle de l'appareil utilisé pour doser les deux ions (NO<sub>3</sub><sup>-</sup> et NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) était un QuickChem 8500 serie II (Lachat Instruments, Colorado, USA).

### *3.5.2 Analyses minérales des solutions du sol*

Chaque semaine, des échantillons de solution du sol ont été prélevés pour les 36 unités expérimentales au moyen de lysimètres à succion qui étaient enfoncés de façon à ce que la plaque poreuse de l'extrémité inférieure se retrouve à une profondeur de 10 centimètres dans le sol. À l'extrémité hors du sol se trouvait un tube muni d'une valve qui servait à y insérer une pompe. Il se trouvait également un capillaire partant de la plaque poreuse jusqu'à l'extérieur supérieur du lysimètre qui était inséré dans un bouchon de caoutchouc pour pouvoir y installer un tube de 15 mL permettant de recueillir la solution du sol. La procédure consistait à insérer une pompe manuelle à l'embouchure du tube du lysimètre afin de créer un différentiel de pression (i.e. un vide) qui tirait l'eau du sol à l'intérieur du lysimètre. Ensuite, l'eau montait par le capillaire pour être recueillie dans le tube de 15 mL. Un minimum de 5 mL de solution du sol devait être prélevée afin de s'assurer d'avoir suffisamment de volume pour les mesures ultérieures en laboratoire (pH, CE et analyses minérales). Ces échantillonnages de solution du sol se pratiquaient en avant-midi avant le premier arrosage du matin. Les 36 échantillons étaient par la suite congelés à -20 °C jusqu'à

leurs analyses minérales. Avant leur analyse en laboratoire, les échantillons étaient décongelés à 4 °C pour un minimum de 24 h. Le jour de leur analyse, les échantillons étaient tempérés à température pièce pour un minimum de 30 minutes. Le pH et la conductivité électrique étaient mesurés au moyen d'un pH-mètre électronique (Fisher Scientific™ Accumet™ XL 500 Benchtop Meter). L'analyse minérale des échantillons a été effectuée à l'aide d'un système de chromatographie ionique ICS-2100 pour les anions et ICS-1100 pour les cations (Dionex Canada Ltd). Les anions mesurés étaient le chlore (Cl<sup>-</sup>), les nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>), les nitrates (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>), les phosphates (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) et les sulfates (SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>). Les cations mesurés étaient le lithium (Li<sup>+</sup>), le sodium (Na<sup>+</sup>), l'ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>), le potassium (K<sup>+</sup>), le magnésium (Mg<sup>2+</sup>) et le calcium (Ca<sup>2+</sup>). Les ions NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, Li<sup>+</sup> et NH<sub>4</sub><sup>+</sup> présentaient des concentrations si faibles que l'appareil ne les détectait que rarement. Pour cette raison, ces ions n'ont pas été considérés pour l'analyse des données. Une description détaillée des étapes à suivre pour le fonctionnement du chromatographe ionique est présentée en annexe (Annexe 2).

### *3.5.3 Analyses minérales des lixiviats*

Les eaux lixiviées des bacs de culture étaient recueillies dans des bassins où le volume total d'eau lixiviée était noté quotidiennement selon le type de substrat et le traitement biochar (6 types de substrats pour 2 traitements biochar donc 12 bassins au total). Une vidange des bassins était effectuée chaque jour afin d'éviter un débordement. Un système de tuyauterie a été conçu afin de recueillir les lixiviats dans ces bassins. Ces tuyaux étaient munis d'un système de valves qui permettaient d'échantillonner des lixiviats chaque semaine dans des tubes de 50 mL pour chaque unité expérimentale. Les eaux lixiviées descendaient les tuyaux par gravité et la veille de l'échantillonnage, les valves étaient fermées afin d'accumuler un volume de lixiviats dans les tuyaux au lieu qu'ils ne s'écoulaient dans les bassins. Un minimum de 15 mL était recueilli afin de mesurer le pH, la conductivité électrique ainsi que les ions. Les échantillons étaient congelés à -20 °C jusqu'à leur analyse. Les mêmes

étapes d'analyse réalisées par le chromatographe ionique pour les échantillons de solution du sol ont été suivies pour l'analyse des lixiviats et les ions analysés étaient les mêmes.

Par ailleurs, le carbone organique total (TOC), qui se définit comme le carbone lié aux composés organiques, a été mesuré à partir des échantillons de lixiviats (tubes de 50 mL) congelés à -20 °C jusqu'au moment de l'analyse. Cette congélation permettait d'arrêter l'activité des microorganismes et ainsi éviter une trop grande dégradation du carbone organique par la microflore du sol (Schumacher, 2002). Cette analyse permettait de connaître la quantité de carbone organique qui était perdue dans les lixiviats du système de culture. Le carbone organique total a été mesuré au moyen d'un analyseur de carbone organique total (TOC-V<sub>CSH/CSN</sub>; Shimadzu, Columbia, Maryland, É.-U.). L'appareil mesurait le carbone total (TC) et le carbone inorganique (IC) par une réaction d'oxydation de combustion catalytique. Des vials de 20 mL étaient préparés pour les 36 échantillons de lixiviat selon une dilution 1:1 (10 mL d'échantillon pour 10 mL d'eau milli-Q). Pour une série d'analyses, une courbe étalon était préparée à partir des solutions commerciales de TC (AccuSPEC Total Organic Carbon Standard 1000 ppm, lot 121207016 pour les analyses avant le 11 juin 2013 et lot S110516016 pour les analyses après le 11 juin 2013) et IC (AccuSPEC Total Inorganic Carbon Standard 1000 ppm, lot S110913022 pour les analyses avant le 11 juin 2013 et lors S130313011 pour les analyses après le 11 juin 2013) diluées à diverses concentrations. Les concentrations pour le carbone total (TC) étaient de 0, 25, 50 et 100 ppm et celles pour le carbone inorganique (IC) étaient de 0, 15, 30 et 50 mg L<sup>-1</sup>. Des blancs composés d'eau milli-Q seulement ainsi que des standards de TC (25 et 50 mg L<sup>-1</sup>) et IC (10 et 30 mg L<sup>-1</sup>) étaient utilisés parmi la séquence d'échantillons afin de s'assurer que l'appareil fonctionnait correctement. Les vials étaient ensuite installés dans le carrousel et l'appareil était mis en fonction. Lorsque l'analyse était complétée, la séquence de données était extraite sous le format d'un fichier Excel.

### 3.6 Mesures sur les organismes du sol

#### *3.6.1 Activité microbienne du sol*

Afin de déterminer l'activité biologique du sol basée sur la population microbienne totale, des échantillons composites de sol frais ont été échantillonnés aux deux semaines. Pour chaque bac de culture, une petite quantité de sol était échantillonnée tout juste sous la surface au moyen d'une truelle. Pour éviter de contaminer les échantillons, la truelle était désinfectée à l'alcool 70 % entre chaque échantillonnage. L'activité biologique était déterminée par l'hydrolyse de la fluorescéine diacétate (FDA) qui mesure une activité enzymatique produite par plusieurs enzymes des microorganismes du sol (Adam et Duncan, 2001). Au moment de l'analyse, 2 g de sol frais était pesé dans des tubes coniques de 50 mL pour un total de 72 tubes (36 échantillons et 36 blancs). Pour tous les tubes, 15 mL de tampon phosphate de potassium 60 mM était ajouté au sol. La réaction enzymatique a été amorcée par l'ajout à chaque tube d'échantillon de 200  $\mu\text{L mL}^{-1}$  d'une solution de 1000  $\mu\text{L}$  de fluorescéine diacétate. Les tubes étaient ensuite incubés à 30 °C pendant 40 minutes sous agitation, puis la réaction a été arrêtée par l'ajout de 15 mL d'un mélange de chloroforme et méthanol (2:1 v/v). Une centrifugation des tubes à 613 g (rotor F14-6x250 FIBERLite) durant 8 minutes permettait d'obtenir 10 mL de surnageant exempt d'impuretés. Parallèlement, une courbe étalon (0, 1, 3, 5 et 10  $\mu\text{L mL}^{-1}$ ) a été préparée en diluant une solution de 20  $\mu\text{g mL}^{-1}$  de fluorescéine dans un tampon phosphate (60 mM de  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ ). L'hydrolyse de la FDA a été estimée par la mesure de l'absorbance à 490 nm à l'aide d'un spectrophotomètre Hitachi U-1100 uv/vis w/cell. Une couleur jaune plus prononcée indiquait une plus forte activité enzymatique et conséquemment une plus forte activité microbienne de l'échantillon.

### 3.6.2 Dénombrement des vers de terre

Une étude comparative du nombre de vers de terre dans les différents traitements de biochar (10 % biochar versus témoin sans biochar) a été effectuée pour les six types de substrats. Au départ, une dizaine de vers de terre (*Lumbricus terrestris*) ont été ajoutés par bac de culture (36 unités expérimentales) lors de la première culture en 2012. Les vers provenaient de la compagnie « Les appâts Ste-Martine Inc. » à Saint-Michel au Québec. La méthode d'échantillonnage et de dénombrement des vers était basée et inspirée des méthodes du « tri manuel modifié » et du « tri manuel quantitatif à des fins de surveillance » provenant des protocoles nationaux d'échantillonnage (Clapperton, 1996). Des échantillons de sol ont été récoltés au moyen d'un cylindre en PVC de 20 cm de hauteur par 10 cm de diamètre (volume de 1571 cm<sup>3</sup> ou 1,57 L). Le cylindre était inséré dans les 20 premiers centimètres de sol et ressorti au moyen d'une truelle. Le sol contenu dans le cylindre était ensuite déposé dans un sac de plastique et entreposé à 4 °C pour un maximum de 7 jours afin que les vers se vident de leur contenu digestif. L'étape suivante consistait à dénombrer manuellement les vers de terre présents dans le volume de 1,57 L de sol échantillonné. Une fois les vers dénombrés, ils étaient nettoyés à l'eau tiède et pesés dans des coupelles d'aluminium pour ensuite être séchés pendant 48 h à 70 °C afin d'en évaluer la densité (nombre de vers m<sup>-2</sup>) et la biomasse (g de vers m<sup>-2</sup>) de vers de terre par unité expérimentale en complément du nombre de vers à l'étude. Ces paramètres ont été mesurés à quatre reprises soit avant la plantation en janvier 2013 et février 2013 et à la fin de chaque modification des conditions de culture (Tableau 3), soit en août 2013 et en novembre 2013.

### 3.6.3 Évaluation de la présence de mycorhizes

À la fin de la culture en novembre 2013, une étude sur l'évaluation de la présence de mycorhizes a été effectuée. D'abord, alors que les plants étaient tous coupés en vue de calculer la biomasse totale de la culture, trois mottes de racines ont été

échantillonnées par unité expérimentale. Les mottes de racines ont été nettoyées à l'eau puis conservées dans des sacs de plastique et entreposées à 4 °C jusqu'à leur coloration et analyse. La procédure de coloration a été adaptée de Phillips et Hayman (1970). Avant la coloration des racines, une sélection des racines les plus fines a été effectuée sur les trois mottes par unité expérimentale. Cette sélection permettait une meilleure pénétration du colorant dans les tissus racinaires. Les racines ont ensuite été déposées dans des tubes coniques de 50 mL perforés afin de permettre aux diverses solutions de nettoyage et de coloration d'atteindre les racines. Les racines ont d'abord été clarifiées dans une solution de KOH 10 % chauffée à l'autoclave à 121 °C pendant 45 minutes. Ensuite, les tubes étaient abondamment rincés à l'eau froide pour ensuite être trempés dans une solution de HCl 1 % pendant 15 minutes. Puis, les racines ont été rincées rapidement sous l'eau très chaude. Par la suite, les tubes ont été trempés pendant une vingtaine de minutes dans une solution colorante contenant du trypan blue et chauffés à 50 °C. Une fois rincées à l'eau froide après la coloration, les racines ont été déposées dans des plats de pétri et recouvertes d'une petite quantité de glycérol 20 % pour leur conservation. Les plats de pétri ont été conservés à 4 °C à l'obscurité jusqu'à leur analyse. L'évaluation de la colonisation des racines a été adaptée de Gravel et al. (2009). C'est au moyen d'un binoculaire que la présence de colonisation par les mycorhizes a été effectuée. La Dre Carole Martinez, du Centre de recherche en horticulture (CRH) de l'Université Laval, a effectué l'analyse visuelle des racines. Du moment qu'une mycorhize, se colorant en bleu, était détectée, la présence de colonisation était notée positive. Il s'agissait de mycorhizes indigènes au milieu, puisqu'aucune inoculation de départ n'a été effectuée.

#### *3.6.4 Respiration du sol (Flux de CO<sub>2</sub> avec le Li-COR LI-6400)*

La respiration du sol a été évaluée à partir des flux de CO<sub>2</sub> émis à la surface du sol. Les mesures de flux ont été prises aux deux semaines à l'aide d'un système portatif de mesure d'échange gazeux, modèle LI-6400 (Li-Cor Biosciences, Lincoln, Nebraska, É.-U.), et d'une chambre pour la respiration du sol, modèle 6400-09. La veille de la

prise de mesure, des collets en PVC étaient insérés dans le sol afin de laisser 1 cm entre la surface du sol et l'extrémité du collet pour chaque bac de culture. Ces collets permettent de ne pas perturber la surface du sol lors de la mesure des flux de CO<sub>2</sub>. La journée de la prise de mesures, le système d'irrigation était désactivé et les mesures se prenaient en matinée avant la première irrigation permettant d'obtenir des flux représentatifs de la respiration du sol. Une fois l'appareil mis en fonction, la chambre était hermétiquement apposée sur le collet. Un thermomètre de sol était également inséré dans le substrat et donnait la température du sol en temps réel. Toutes les étapes subséquentes étaient réalisées suivant la procédure émise pour ce type d'appareil dans le manuel de référence « Using the 6400-09 Soil Chamber » (LI-COR, Inc., 2012). L'appareil mesurait 2 ou 3 cycles de mesure qui permettaient ensuite de calculer un flux moyen par unité expérimentale. Les données de flux étaient ensuite exportées de l'appareil vers un ordinateur sous un format Excel.

### 3.7 Mesures des gaz à effet de serre

Des mesures d'émissions de gaz à effet de serre (CO<sub>2</sub> et N<sub>2</sub>O) ont été prises vers la fin de chaque modification des conditions de culture (Tableau 3) donc en août 2013 et en novembre 2013. Des mesures ont été prises avant qu'une fertilisation de base ne soit apportée aux bacs de culture et après leur fertilisation afin de comparer les émissions de gaz à effet de serre. La méthode de mesure se basait sur celle développée par Rochette et Bertrand (2008). Les mêmes collets en PVC utilisés pour la mesure des flux de CO<sub>2</sub> avec le LI-6400 étaient installés dans chaque unité expérimentale 24 h avant l'échantillonnage des gaz. La journée d'échantillonnage des gaz, le système d'irrigation était désactivé. Les chambres à gaz et des poids (briques) étaient installés à proximité de chaque bac de culture. L'échantillonnage des gaz était effectué pour une série de six unités expérimentales à la fois avec quatre temps de déploiement de 0, 6, 12 et 18 minutes pour chaque unité expérimentale. La chambre était hermétiquement installée sur le collet au moyen d'un poids (brique) afin d'éviter les fuites et 20 mL de gaz était échantillonné à l'aide d'une seringue insérée dans un



septum positionné dans la partie supérieure de la chambre. Le gaz était ensuite injecté dans un flacon dans lequel la présence de dessiccant permettait de préserver un environnement exempt d'humidité. La concentration des gaz (CO<sub>2</sub> et N<sub>2</sub>O) a ensuite été évaluée par chromatographie en phase gazeuse (chromatographe modèle 3800 Varian, Walnut Creek, CA, É.-U.) en collaboration avec Philippe Rochette et Normand Bertrand d'Agriculture et Agroalimentaire Canada (Centre de recherche et de développement sur les sols et les grandes cultures, Ste-Foy, Québec).

### 3.8 Mesures des paramètres physiologiques

#### *3.8.1 Croissance hebdomadaire des plants*

Des mesures de croissance non destructives ont été prises hebdomadairement tout au long de la saison de culture selon la méthode Tom'Pousse (Lambert et al., 2003). Un plant par unité expérimentale a été choisi selon la représentativité des huit plants dans le bac de culture et toutes les mesures étaient prises sur ce plant. Les paramètres mesurés étaient la croissance hebdomadaire de la tige, la longueur d'une feuille mature pleinement étirée, la hauteur de floraison, le nombre de feuilles et le diamètre de la tige. La croissance hebdomadaire de la tige s'obtenait en mesurant la distance entre l'apex et la marque laissée la semaine précédente correspondant au point de croissance et se prenait au moyen d'un ruban à mesurer. Le diamètre de la tige se prenait au point de croissance de la semaine précédente au moyen d'un vernier et représentait la vigueur du plant. La feuille mature correspondait généralement à la cinquième feuille partant de l'apex ou la feuille se situant immédiatement en dessous de la dernière grappe ayant au moins un fruit noué. Sa longueur était prise à l'aide d'un ruban à mesurer de la pointe de la feuille jusqu'au pétiole. La hauteur de floraison correspondait à la distance mesurée entre la dernière grappe en fleurs et l'apex. Toutes ces mesures ont été utiles afin de suivre la progression des plants et d'analyser les conditions de la culture.

### *3.8.2 Rendement en fruits*

Le rendement en fruits a été évalué chaque semaine (ou selon le stade de culture) lors de la récolte des fruits. Pendant les mois d'été les plus productifs, deux récoltes par semaine étaient nécessaires. Ainsi, à chaque récolte, un classement des fruits était effectué afin d'évaluer la qualité externe des fruits. Pour chaque classe, le nombre et le poids total des fruits ont été mesurés pour chaque unité expérimentale. Les classes de fruit se présentaient ainsi: fruit en bon état, fruit présentant de la pourriture apicale, fruit avec présence de macrofendillements ou microfendillements, fruit difforme, petit fruit, fruit vert et autre (couleur inégale, taches d'oxalate de calcium, fruit mou ou cicatrice stylaire). Un fruit en bon état était considéré comme un fruit vendable sur le marché contrairement aux fruits présentant des anomalies physiologiques ou des maladies. L'un des principaux désordres physiologiques rencontrés était la pourriture apicale qui survient généralement lors d'une carence en calcium se manifestant sous la forme d'une tache d'abord blanche et devenant noirâtre à l'extrémité apicale du fruit. Tout comme les mesures de croissance, les informations tirées du rendement sont un bon indice de la santé de la culture.

### *3.8.3 Croissance destructive*

Des mesures de croissance destructives ont également été prises à la fin de chaque modification des conditions de culture (Tableau 3), soit à deux reprises au mois d'août 2013 et novembre 2013, sur un plant par unité expérimentale. Les paramètres mesurés incluaient la surface foliaire totale du plant, le nombre de feuilles et de fruits, la masse fraîche et sèche des feuilles, des fruits et de la tige ainsi que la longueur de la tige. Ces mesures offraient en appui aux mesures de croissance hebdomadaire et de rendement en fruits un indice de la vigueur des plants et de la santé de la culture. La surface foliaire a été mesurée à l'aide d'un planimètre dont la première étape consistait à calibrer l'appareil au moyen de disques de calibration. Toutes les feuilles du plant ont été coupées et passées soigneusement au planimètre. L'étape suivante consistait à

faire le compte de grappes et de fruits. Lorsque la tige fut totalement dépourvue de ses feuilles et de ses fruits, sa longueur a été mesurée au moyen d'un ruban à mesurer. Toute la biomasse fraîche fut ensuite divisée (feuilles, fruits, tige) dans des sacs de papier brun puis pesée. Par la suite, cette biomasse fraîche contenue dans les sacs fut séchée à 65 °C durant environ 15 jours et la masse sèche a ensuite été pesée. D'autre part, à chaque effeuillage des plants à des fins d'entretien, la biomasse de feuilles coupées a été pesée fraîche et sèche ainsi que la biomasse de fruits récoltés à chaque récolte. Cette biomasse en feuilles et en fruits a été compilée et cumulée à la biomasse des mesures de croissance destructives afin d'obtenir leur biomasse totale convertie en unité par plant pour les deux périodes de référence soit pour les semaines de culture 1 à 11 (mai à juillet 2013) et pour les semaines de culture 12 à 24 (août à octobre 2013).

### 3.9 Analyses statistiques

Les données recueillies au cours de cette étude ont été traitées par une analyse de la variance (ANOVA) à l'aide de la procédure MIXED du logiciel SAS version 9.3 (SAS Institute, 2011) selon un dispositif en blocs complets avec une structure factorielle des traitements sol et biochar (6 x 2). Les deux traitements de biochar (10 % biochar et témoin sans biochar) ainsi que les six types de substrats biologiques ont été testés avec trois répétitions pour chaque variable. Ainsi, les effets biochar et sol ont été testés et afin de tirer des conclusions sur l'effet de la fréquence de fertilisation, l'effet temps a été testé considérant le fait que pour les trois premiers mois de culture, la fertilisation s'appliquait aux 4 semaines et que pour les trois derniers mois, la fertilisation s'effectuait aux 2 semaines. Par conséquent, trois analyses ont été réalisées : une analyse globale incluant les deux périodes de fertilisation (de mai à octobre 2013) et deux autres analyses par période distincte de fertilisation (période 1: mai à juillet 2013 et période 2: août à octobre 2013). Les postulats de l'ANOVA (normalité des résidus et homogénéité de la variance) ont été vérifiés par une analyse graphique des résidus et les transformations mathématiques nécessaires ont été

appliquées aux données montrant de l'hétéroscédasticité. Lorsqu'un effet simple (biochar ou sol) était significatif ( $P \leq 0,05$ ), le test de comparaison des moyennes de Tukey a été effectué. Dans le cas d'une interaction significative (biochar x sol), une analyse plus approfondie a été poursuivie afin d'en tirer des conclusions.

## 4. RÉSULTATS

### 4.1 Analyses minérales des sols

À l'exception du  $\text{NH}_4^+$  qui était présent en faible concentration, l'amendement en biochar des sols a affecté la teneur des éléments nutritifs (Tableau 4). Ainsi, une augmentation significative de la concentration minérale dans le traitement avec biochar a été constatée pour :  $\text{NO}_3^-$ , P,  $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Cu}^{2+}$  et  $\text{Mn}^{2+}$  (Tableau 4). Spécifiquement, cette augmentation a été de l'ordre de 19 % pour les  $\text{NO}_3^-$ , 17 % pour le P, 23 % pour le  $\text{Fe}^{2+}$ , 62 % pour le  $\text{Cu}^{2+}$  et 35 % pour le  $\text{Mn}^{2+}$ . Le  $\text{Zn}^{2+}$  quant à lui a diminué ( $P < 0,0001$ ) de 40 % pour les substrats amendés en biochar. Malgré que la différence n'ait pas été significative au seuil de  $P \leq 0,05$ , la concentration du  $\text{Ca}^{2+}$  a été plus élevée au seuil de  $P = 0,06$  dans les traitements témoins tandis que l'inverse a été observé pour le  $\text{K}^+$  au seuil de  $P = 0,06$  et le  $\text{Mg}^{2+}$  ( $P = 0,07$ ). L'ajout de biochar n'a pas affecté la CEC dont la valeur moyenne était de  $84,8 \text{ cmol kg}^{-1}$ . De plus, l'effet du biochar a particulièrement été important pour le loam dont sa concentration en  $\text{NO}_3^-$  a augmenté de  $604 \text{ mg kg}^{-1}$  à  $1104 \text{ mg kg}^{-1}$  par l'ajout de biochar ( $P = 0,0259$ ).

**Tableau 4:** Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Globale <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>843,42</b>	<b>1007,63</b>	<b>32,83</b>	<b>0,0019</b>
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	63,83	65,27	5,58	0,8565
P (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>2297,33</b>	<b>2678,01</b>	<b>35,46</b>	<b>&lt;0,0001</b>
K <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	724,23	808,88	29,91	0,0578
Ca <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	12320	11933	139	0,0616
Mg <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	1042,36	1101,54	21,85	0,0685
Fe <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>139,79</b>	<b>172,63</b>	<b>4,02</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Cu <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>8,09</b>	<b>13,14</b>	<b>0,31</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Mn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>30,91</b>	<b>41,64</b>	<b>0,69</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Zn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>493,48</b>	<b>297,74</b>	<b>9,94</b>	<b>&lt;0,0001</b>
CEC (cmol kg <sup>-1</sup> )	84,97	84,59	0,85	0,7527

1. Huit dates d'échantillonnage (jours juliens 88 à 322); mai à octobre 2013.

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

Similairement à l'effet global (mai à octobre 2013), lors de la première période de fertilisation (fertilisation aux 4 semaines; mai à juillet 2013), la concentration des éléments minéraux dans les substrats amendés en biochar était plus élevée que dans les sols témoins pour la majorité des minéraux (Tableau 5). Une augmentation significative de la concentration en NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de 17%, en P de 15%, en Fe<sup>2+</sup> de 15%, en Cu<sup>2+</sup> de 54% et en Mn<sup>2+</sup> de 25 % a été constatée dans les sols amendés en biochar tandis qu'une réduction significative (P<0,0001) de 35 % de la concentration en Zn<sup>2+</sup> a été observée dans les substrats amendés en biochar. La capacité d'échange cationique (CEC) moyenne pour les trois premiers mois de culture a été de 81,2 cmol kg<sup>-1</sup> et ce sans présenter de différence notable entre les traitements en biochar.

**Tableau 5:** Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 1 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>707,65</b>	<b>825,05</b>	<b>35,02</b>	<b>0,0269</b>
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	74,71	81,10	10,85	0,6810
P (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>2119,19</b>	<b>2434,28</b>	<b>44,16</b>	<b>&lt;0,0001</b>
K <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	624,43	666,26	35,41	0,4125
Ca <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	11991	11862	179	0,6141
Mg <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	889,86	945,99	31,27	0,2175
Fe <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>146,25</b>	<b>168,91</b>	<b>4,12</b>	<b>0,0008</b>
Cu <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>7,94</b>	<b>12,24</b>	<b>0,21</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Mn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>30,07</b>	<b>37,52</b>	<b>0,90</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Zn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>463,63</b>	<b>300,16</b>	<b>9,92</b>	<b>&lt;0,0001</b>
CEC (cmol kg <sup>-1</sup> )	81,05	81,42	1,03	0,8029

1. Quatre dates d'échantillonnage (jours juliens 88 à 185); mai à juillet 2013 (fertilisation aux 4 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.  
Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

Durant la seconde période de fertilisation (fertilisation aux 2 semaines; août à octobre 2013), les concentrations en éléments minéraux du sol ont également été plus importantes dans les substrats amendés en biochar pour la majorité des minéraux (Tableau 6). Les substrats additionnés de 10 % de biochar présentaient une augmentation significative de leur concentration en NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de 21 %, en P de 18 %, en K<sup>+</sup> de 15 %, en Mg<sup>2+</sup> de 5 %, en Fe<sup>2+</sup> de 32 %, en Cu<sup>2+</sup> de 70 % et en Mn<sup>2+</sup> de 44 %. En contrepartie, une réduction significative de la concentration en Ca<sup>2+</sup> de 5 % et en Zn<sup>2+</sup> de 44 % a été constatée pour les sols amendés en biochar (Tableau 6). La capacité d'échange cationique des sols n'a pas été affectée par l'ajout de biochar; la valeur moyenne des sols étant de 88,3 cmol kg<sup>-1</sup>. Lors des derniers mois de culture, la concentration minérale en NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, P, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> et Mg<sup>2+</sup> a été plus importante que lors

des premiers mois de culture, suite à une fertilisation plus fréquente. Les autres éléments minéraux ont présenté des valeurs de concentrations similaires entre les deux périodes de fertilisation.

**Tableau 6:** Concentrations minérales moyennes des sols selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 2 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>979,18</b>	<b>1190,21</b>	<b>54,17</b>	<b>0,0116</b>
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	52,95	49,44	4,48	0,5852
P (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>2475,47</b>	<b>2921,74</b>	<b>51,15</b>	<b>&lt;0,0001</b>
K <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>824,02</b>	<b>951,50</b>	<b>38,43</b>	<b>0,0284</b>
Ca <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>12650</b>	<b>12004</b>	<b>168</b>	<b>0,0125</b>
Mg <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>1194,86</b>	<b>1257,09</b>	<b>21,07</b>	<b>0,0486</b>
Fe <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>133,33</b>	<b>176,35</b>	<b>4,36</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Cu <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>8,24</b>	<b>14,04</b>	<b>0,52</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Mn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>31,75</b>	<b>45,76</b>	<b>0,80</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Zn <sup>2+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	<b>523,34</b>	<b>295,33</b>	<b>12,12</b>	<b>&lt;0,0001</b>
CEC (cmol kg <sup>-1</sup> )	88,89	87,75	1,05	0,4540

1. Quatre dates d'échantillonnage (jours juliens 214 à 322); août à octobre 2013 (fertilisation aux 2 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

Aucun substrat n'a présenté de différence significative dans leur concentration en Al<sup>3+</sup> pour leur traitement en biochar sur toute la durée de la culture (Annexe 1; Tableau A.4) et pour chacune des périodes de fertilisation. D'autre part, pour les deux périodes de fertilisation, la concentration en Al<sup>3+</sup> dans le loam a été nettement supérieure à la concentration dans les autres substrats avec des valeurs au-delà de 100 mg kg<sup>-1</sup> (264 mg kg<sup>-1</sup> témoin et 119 mg kg<sup>-1</sup> avec biochar).



## 4.2 Analyses minérales de la solution des sols

Pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013), l'amendement en biochar n'a pas eu d'effet significatif sur le contenu minéral de la solution du sol ainsi que sur sa conductivité électrique et son pH (Tableau 7). Seuls les ions  $K^+$  ont montré une tendance à être plus élevés à un seuil de  $P=0,06$  dans les traitements amendés en biochar. Les éléments minéraux retrouvés en plus forte concentration dans la solution du sol et qui sont disponibles à la plante étaient les nitrates ( $421 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $379 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar), les sulfates ( $225 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $208 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar) et le calcium ( $278 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $234 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar).

**Tableau 7:** Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne;  $n=3$ ).

Globale <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
$\text{NO}_3^-$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	420,55	378,96	72,84	0,6413
$\text{PO}_4^{3-}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	56,23	63,39	6,47	0,3021
$\text{K}^+$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	73,07	87,54	5,16	0,0592
$\text{Ca}^{2+}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	278,37	233,81	30,02	0,1370
$\text{Mg}^{2+}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	40,51	36,94	4,04	0,5377
$\text{SO}_4^{2-}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	225,43	207,83	16,40	0,4554
Na ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	51,47	43,52	4,83	0,2565
Cl ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	151,72	131,00	7,95	0,0775
pH	7,32	7,24	0,09	0,3640
CE ( $\text{mS cm}^{-1}$ )	1,62	1,52	0,14	0,5817

1. Quinze dates d'échantillonnage (jours juliens 115 à 262); mai à octobre 2013.

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Durant la première période de fertilisation (aux 4 semaines; mai à juillet 2013) (Tableau 8), l'analyse de la solution des sols amendés ou pas avec du biochar reflète les résultats obtenus durant toute la durée de culture (Tableau 7). En effet, l'addition de biochar aux sols n'a pas eu d'impact significatif sur le contenu minéral de la solution du sol (Tableau 8). Les plus fortes concentrations minérales ont été observées pour  $\text{NO}_3^-$  ( $425 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $361 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar),  $\text{SO}_4^{2-}$  ( $215 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $192 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar) et  $\text{Ca}^{2+}$  ( $265 \mu\text{g mL}^{-1}$  et  $216 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar).

**Tableau 8:** Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 1 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
$\text{NO}_3^-$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	425,28	361,36	80,99	0,5422
$\text{PO}_4^{3-}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	62,55	62,76	6,75	0,9781
$\text{K}^+$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	62,66	74,01	6,65	0,1007
$\text{Ca}^{2+}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	264,93	216,11	29,59	0,2074
$\text{Mg}^{2+}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	42,35	34,03	4,70	0,2673
$\text{SO}_4^{2-}$ ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	215,45	191,72	17,96	0,3603
Na ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	43,99	37,64	5,68	0,4564
Cl ( $\mu\text{g mL}^{-1}$ )	91,81	79,17	6,57	0,1874
pH	7,33	7,29	0,08	0,5917
CE ( $\text{mS cm}^{-1}$ )	1,47	1,29	0,14	0,3272

1. Dix dates d'échantillonnage (jours juliens 115 à 207); mai à juillet 2013 (fertilisation aux 4 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Lors des derniers mois de culture (août à octobre 2013; fertilisation aux 2 semaines), l'amendement en biochar a eu un effet significatif ( $P=0,0242$ ) sur la concentration en  $\text{PO}_4^{3-}$  dans la solution du sol (Tableau 9). Effectivement, la quantité de  $\text{PO}_4^{3-}$  dans le traitement amendé en biochar était de  $64 \mu\text{g mL}^{-1}$  comparativement à  $44 \mu\text{g mL}^{-1}$

pour le traitement témoin. Les éléments minéraux retrouvés en plus forte concentration dans la solution du sol ont été les nitrates, les sulfates et le calcium (Tableau 9). Une quantité plus importante de Cl a été observée pour la seconde période de fertilisation (fertilisation aux 2 semaines). Somme toute, le contenu minéral de la solution du sol lors des deux périodes de fertilisation a été plutôt similaire.

**Tableau 9:** Concentrations minérales moyennes de la solution des sols selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 2 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	423,40	416,59	74,48	0,9248
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	<b>43,89</b>	<b>64,21</b>	<b>10,42</b>	<b>0,0242</b>
K <sup>+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	94,59	115,25	10,43	0,2398
Ca <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	308,91	269,27	44,59	0,2244
Mg <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	36,98	42,37	6,21	0,5219
SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	250,70	240,76	22,22	0,7523
Na (µg mL <sup>-1</sup> )	66,86	55,08	7,40	0,2682
Cl (µg mL <sup>-1</sup> )	277,47	233,93	19,03	0,1161
pH	7,29	7,13	0,15	0,1400
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	1,80	1,96	0,21	0,5782

1. Cinq dates d'échantillonnage (jours juliens 214 à 262); août à octobre 2013 (fertilisation aux 2 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.  
Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

### 4.3 Analyses minérales des lixiviats

Pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013), la concentration minérale des lixiviats semblait plus importante dans les traitements témoins pour la majorité des éléments minéraux, à l'exception des  $\text{SO}_4^{2-}$ , du Cl et du pH qui présentaient des valeurs légèrement supérieures dans le traitement avec biochar (Tableau 10). Les différences observées entre traitements n'étaient toutefois pas significatives. Cependant, l'amendement en biochar a réduit significativement ( $P=0,0216$ ) de 30 % la perte de  $\text{NO}_3^-$  dans le sol. Les pertes minérales les plus importantes ont été les  $\text{NO}_3^-$  ( $359 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $252 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar), le  $\text{Ca}^{2+}$  ( $252 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $221 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar) et les ions  $\text{SO}_4^{2-}$  ( $212 \mu\text{g mL}^{-1}$  témoin et  $223 \mu\text{g mL}^{-1}$  avec biochar). Globalement, il semble y avoir moins de perte en éléments nutritifs dans les substrats amendés en biochar.

**Tableau 10:** Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Globale <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	<b>359,44</b>	<b>251,74</b>	<b>30,82</b>	<b>0,0216</b>
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	26,31	23,53	3,80	0,1855
K <sup>+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	43,13	37,18	5,15	0,4223
Ca <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	252,49	220,93	16,47	0,1885
Mg <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	50,73	43,85	4,16	0,2534
SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	212,36	223,34	13,47	0,5695
Na (µg mL <sup>-1</sup> )	61,00	58,88	5,19	0,7748
Cl (µg mL <sup>-1</sup> )	118,12	126,63	14,12	0,6470
pH	7,37	7,42	0,03	0,2258
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	1,94	1,69	0,12	0,1509

1. Quatorze dates d'échantillonnage (jours juliens 137 à 305); mai à octobre 2013.

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

D'autre part, une réduction significative de la perte de NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (P=0,0202) et de Ca<sup>2+</sup> (P=0,0459) de l'ordre de 43 % et 20 % respectivement, a été constatée pour les substrats amendés en biochar lors des premiers mois de culture de mai à juillet 2013 (Tableau 11). La conductivité électrique (CE) a été significativement (P=0,0355) plus élevée de 19 % dans les substrats témoins. Essentiellement, lors de la première période de fertilisation (fertilisation aux 4 semaines), les pertes minérales par les lixiviats ont été moins importantes dans les traitements en présence de biochar. De plus, les pertes minérales les plus importantes ont été observées pour les NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (388 µg mL<sup>-1</sup> témoin et 222 µg mL<sup>-1</sup> avec biochar) et le Ca<sup>2+</sup> (224 µg mL<sup>-1</sup> témoin et 180 µg mL<sup>-1</sup> avec biochar).

**Tableau 11:** Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour les trois premiers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 1 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	<b>388,22</b>	<b>221,71</b>	<b>49,48</b>	<b>0,0202</b>
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	29,26	25,36	1,86	0,1513
K <sup>+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	46,74	37,35	6,80	0,3237
Ca <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	<b>223,92</b>	<b>180,19</b>	<b>15,75</b>	<b>0,0459</b>
Mg <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	46,44	36,72	4,12	0,1430
SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	182,97	188,23	12,77	0,7835
Na (µg mL <sup>-1</sup> )	52,69	49,49	5,10	0,6617
Cl (µg mL <sup>-1</sup> )	52,43	60,90	11,25	0,3669
pH	7,44	7,51	0,03	0,1914
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	<b>1,61</b>	<b>1,30</b>	<b>0,10</b>	<b>0,0355</b>

1. Neuf dates d'échantillonnage (jours juliens 137 à 207); mai à juillet 2013 (fertilisation aux 4 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

Lors de la seconde période de fertilisation (fertilisation aux 2 semaines), l'amendement en biochar n'a pas réduit significativement la perte minérale par lessivage (Tableau 12). Les pertes minérales les plus importantes ont été observées pour les NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (318 µg mL<sup>-1</sup> témoin et 303 µg mL<sup>-1</sup> avec biochar), le Ca<sup>2+</sup> (305 µg mL<sup>-1</sup> témoin et 291 µg mL<sup>-1</sup> avec biochar) et les ions SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (267 µg mL<sup>-1</sup> témoin et 285 µg mL<sup>-1</sup> avec biochar). Tout compte fait, pour les deux périodes de fertilisation, les concentrations minérales des lixiviats sont demeurées plutôt similaires, exception faite du Cl dont la quantité est beaucoup plus importante durant la deuxième régie de fertilisation (57 µg mL<sup>-1</sup> lors de la première période contre 238 µg mL<sup>-1</sup> lors de la seconde période de fertilisation). De plus, une baisse de pH et une hausse de la conductivité électrique ont été constatées lors des derniers mois de culture.

**Tableau 12:** Concentrations minérales moyennes des lixiviats selon le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Période 2 <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	318,44	303,12	28,28	0,7226
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	20,87	20,27	1,40	0,7798
K <sup>+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	37,05	36,22	4,45	0,8953
Ca <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	305,48	290,92	26,33	0,6979
Mg <sup>2+</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	59,28	55,84	6,00	0,6871
SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> (µg mL <sup>-1</sup> )	266,70	285,27	18,47	0,4886
Na (µg mL <sup>-1</sup> )	76,10	74,11	7,44	0,8509
Cl (µg mL <sup>-1</sup> )	232,81	243,36	22,72	0,7234
pH	7,26	7,26	0,04	0,9436
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	2,48	2,36	0,19	0,6239

1. Cinq dates d'échantillonnage (jours juliens 214 à 305); août à octobre 2013 (fertilisation aux 2 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

#### 4.4 Mesures du carbone organique total dans les lixiviats (TOC)

Bien qu'aucun résultat n'ait été significatif au seuil  $P \leq 0,05$ , les sols amendés en biochar ont présenté une quantité de carbone total dans leurs effluents qui tend à être inférieure à celle observée dans les effluents des traitements témoins ( $P=0,0999$ ; Tableau 13). Autrement dit, moins de carbone semble avoir été lixivié dans les sols amendés avec 10 % de biochar. De plus, lorsque les sols étaient fertilisés aux 4 semaines (mai à juillet 2013), une quantité de carbone légèrement plus élevée a été observée dans les eaux lixiviées que lors de la fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013), cette différence n'ayant toutefois pu être vérifiée statistiquement.

**Tableau 13:** Quantité de carbone total dans les lixiviats selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Carbone total (mg L <sup>-1</sup> )	Traitement biochar		ETM <sup>4</sup>	Valeur P
	Témoin	10 % biochar		
Globale <sup>1</sup>	46,50	42,44	1,85	0,0999
Période 1 <sup>2</sup>	48,16	44,71	2,08	0,2512
Période 2 <sup>3</sup>	43,35	38,82	2,11	0,1391

1. Analyse pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013).

2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

#### 4.5 Synthèse sur la rétention en nutriments

Le contenu minéral des substrats comportait des quantités plus importantes de NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, P, Ca<sup>2+</sup> et Mg<sup>2+</sup> que les autres éléments minéraux analysés (Tableaux 4, 5 et 6). De plus, l'amendement en biochar des sols a généré une augmentation significative dans les concentrations de certains macroéléments (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, P) et oligo-éléments (Fe<sup>2+</sup>, Cu<sup>2+</sup>, Mn<sup>2+</sup>) contenus dans la réserve du sol (Tableau 4). Lors des derniers mois de culture (août à octobre 2013) alors que la régie de fertilisation s'établissait aux 2 semaines, les concentrations en éléments nutritifs du sol ont été supérieures à celles rencontrées lors des premiers mois de culture (mai à juillet 2013) sous une régie de fertilisation aux 4 semaines (Tableaux 5 et 6). Le contenu minéral de la solution du sol présentait également de plus fortes concentrations en NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> et Ca<sup>2+</sup> lors de la régie de fertilisation aux 2 semaines (Tableaux 7, 8 et 9). Dans l'ensemble, l'addition de biochar aux sols n'a pas avantage significativement les concentrations minérales disponibles à la plante. D'ailleurs, le contenu minéral de la solution du sol n'a pas été grandement modifié entre les deux régies de fertilisation (Tableaux 8 et 9). D'autre part, l'amendement en biochar a réduit de 30 % la perte de nitrates dans le sol pour toute la durée de la culture (Tableau 10). Bien que les concentrations en NO<sub>3</sub><sup>-</sup> et Ca<sup>2+</sup> aient été plus importantes dans le sol et la solution disponible à la plante, elles l'ont



été tout autant dans les lixiviats engendrant ainsi des pertes plus considérables pour ces macroéléments dans le sol. Par ailleurs, les deux régions de fertilisation présentaient sensiblement les mêmes concentrations minérales dans leurs lixiviats. Somme toute, la tendance veut que l'amendement en biochar des substrats à l'étude favoriserait la rétention en nutriments en augmentant la concentration minérale dans le sol, en maintenant les concentrations dans la solution du sol et en réduisant les pertes minérales par lessivage.

#### 4.6 Activité microbienne du sol

Globalement, les sols amendés en biochar ont montré une augmentation significative ( $P < 0,0001$ ) de leur activité microbienne (Tableau 14). En effet, l'activité était plus importante en présence de biochar ( $285,0 \mu\text{g/h/g sol sec}$ ) qu'en son absence ( $247,0 \mu\text{g/h/g sol sec}$ ). De plus, l'activité microbienne était plus élevée alors que la région de fertilisation se réalisait aux 4 semaines (mai à juillet 2013) plutôt qu'aux 2 semaines (août à octobre 2013). Les graphiques présentés à la figure 4 montrent également que pour la première période de fertilisation, l'activité microbienne était plus importante en début de culture au mois de mai 2013.

**Tableau 14:** Effet de l'amendement des sols en biochar sur l'activité microbienne mesurée par l'hydrolyse de la FDA pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

FDA ( $\mu\text{g/h/g sol sec}$ )	Traitement biochar		ETM <sup>4</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Globale <sup>1</sup>	<b>247,0</b>	<b>285,0</b>	<b>5,0</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Période 1 <sup>2</sup>	<b>252,6</b>	<b>294,6</b>	<b>3,6</b>	<b>&lt;0,0001</b>
Période 2 <sup>3</sup>	<b>240,5</b>	<b>273,7</b>	<b>7,5</b>	<b>0,0047</b>

1. Analyse pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013).

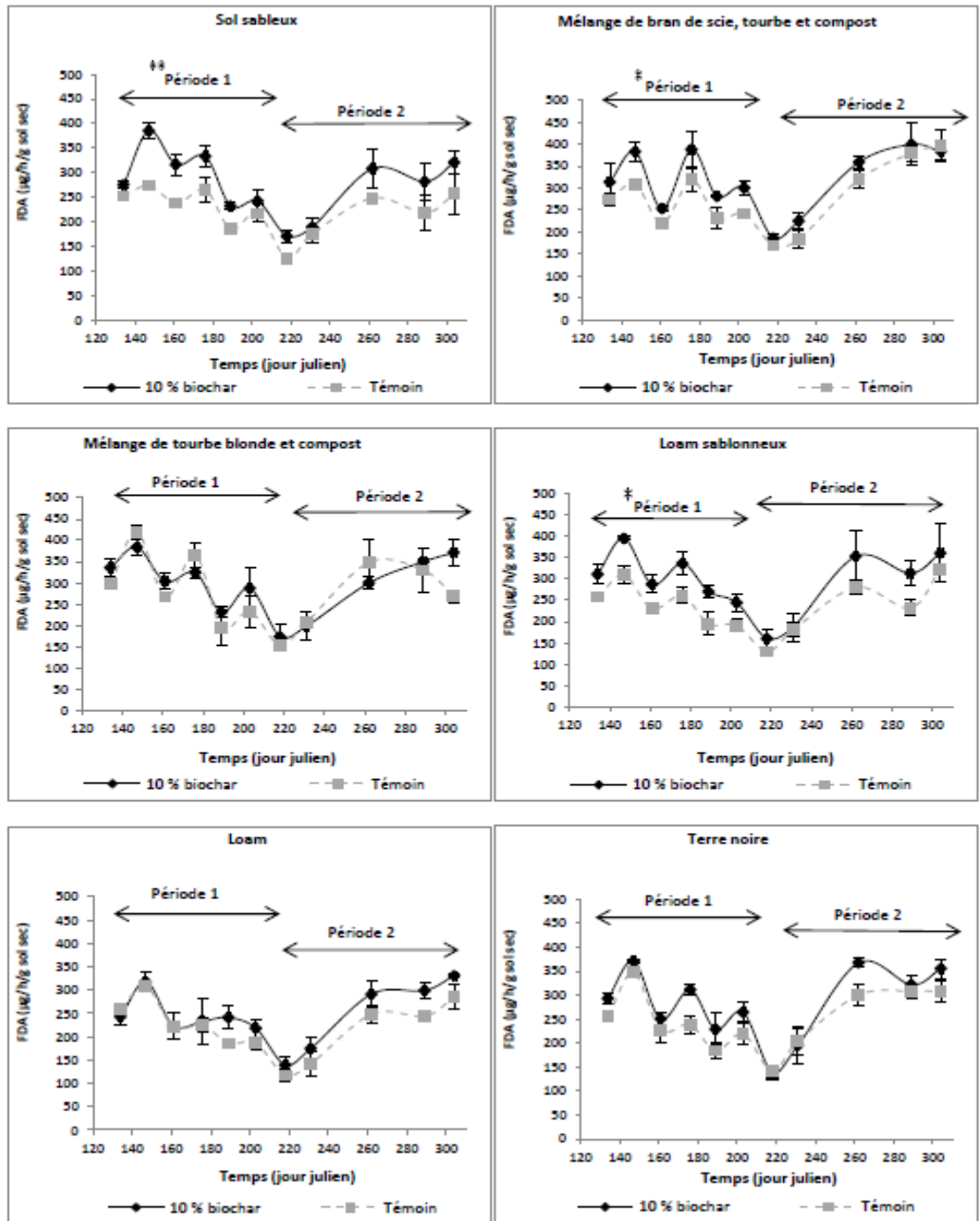
2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

Une augmentation significative de l'activité microbienne du sol de l'ordre de 24 % a été constatée pour le sol sableux ( $P=0,0025$ ) avec des valeurs moyennes de 297,1  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le traitement avec biochar et 238,5  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le témoin, le mélange de bran de scie, tourbe et compost ( $P=0,0232$ ) avec des valeurs moyennes de 319,7  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le traitement avec biochar et 265,6  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le témoin et le loam sablonneux ( $P=0,0340$ ) avec des valeurs moyennes de 307,4  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le traitement avec biochar et 240,5  $\mu\text{g/h/g sol sec}$  pour le témoin (Annexe 1; Tableau A.5).



**Figure 4:** Évolution de l'activité microbienne du sol dans le temps pour les deux périodes de fertilisation selon le type de sol et le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Pour la période 1, le sol sableux ( $P=0,0025$ ), le mélange de bran de scie, tourbe et compost ( $P=0,0232$ ) et le loam sablonneux ( $P=0,0340$ ) présentent une différence significative entre le traitement avec 10 % biochar et le témoin.

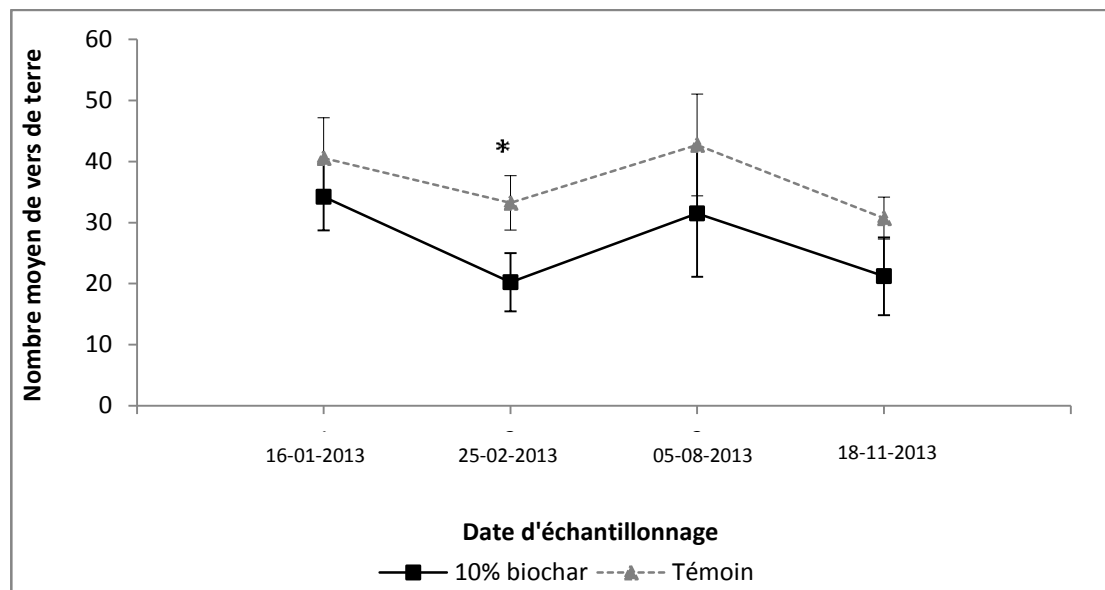
Lors des derniers mois de culture alors que la fertilisation s'effectuait aux 2 semaines, une augmentation de l'activité dans le temps a été constatée pour les deux traitements en biochar (Annexe 1; Figure A.4). Pour l'ensemble de la période (août à octobre 2013), les sols amendés en biochar (273,7  $\mu\text{g/h/g}$  sol sec) présentaient une activité microbienne significativement supérieure ( $P=0,0047$ ) aux traitements témoins (239,5  $\mu\text{g/h/g}$  sol sec).

Les six graphiques de la figure 4 indiquent une baisse de l'activité biologique autour du temps 220 jours. Cette baisse correspond à une période où il n'y a pas eu de fertilisation des bacs de culture. En effet, les apports aux sols de la première période de fertilisation ont eu lieu le 18 avril (jour 108), 20 juin (jour 171) et 25 juillet 2013 (jour 206) et pour la seconde période de fertilisation, les apports ont eu lieu le 21 août (jour 233), 11 septembre (jour 254), 25 septembre (jour 268) et 29 octobre (jour 302). Les fluctuations de l'activité microbienne, lors des premiers mois de culture, correspondent aux dates de fertilisation. Autrement dit, lorsque l'activité microbienne est à la hausse sur les graphiques, cela correspond à une fertilisation des bacs de culture. Pour la seconde période de fertilisation, une hausse plus constante de l'activité microbienne a été observée, reflétant possiblement une fertilisation plus fréquente.

#### 4.7 Étude comparative du nombre de vers de terre

La figure 5 montre que le nombre de vers de terre a toujours été supérieur dans le traitement témoin que dans le traitement avec biochar. Une analyse par date d'échantillonnage a permis de révéler que seul le mois de février a présenté une différence significative ( $P=0,0215$ ) entre les traitements en biochar en faveur du traitement témoin. En effet, le 25 février 2013, le nombre de vers de terre dans les 1,57 L de substrats amendés en biochar était de 20 comparativement à 33 pour les traitements témoins. Le nombre de vers fut variable au cours de la culture, avec une

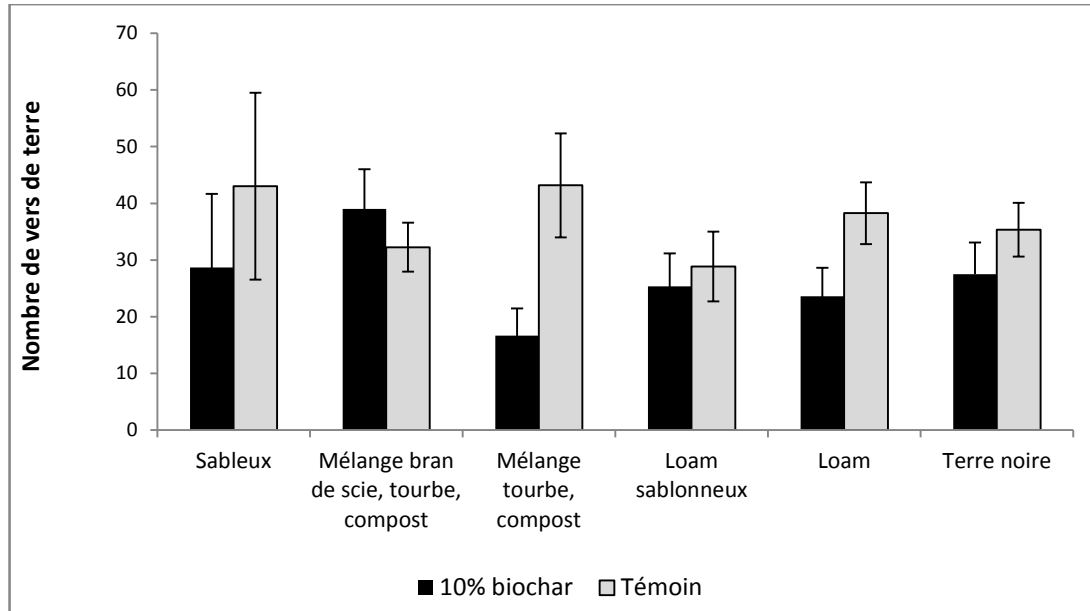
nette diminution au mois de février et novembre 2013. Pour les traitements témoins, le mois d'août 2013 présentait un nombre plus important de vers de terre (43) alors que le mois de novembre 2013 a présenté le nombre de vers de terre le plus bas (31). Au niveau des traitements en présence de biochar, le nombre de vers le plus élevé a été constaté au mois de janvier 2013 (34) et le plus faible au mois de février 2013 (20).



**Figure 5:** Nombre moyen de vers de terre contenu dans 1,57 L de substrat, selon le traitement en biochar et la date d'échantillonnage (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Le 25 février 2013, la différence entre le nombre de vers de terre du traitement témoin et du traitement avec 10 % biochar est significative ( $P=0,0215$ ).

Malgré qu'aucune différence significative ( $P=0,8237$ ) n'ait été observée entre les traitements en biochar des différents types de sols de janvier à novembre 2013, une tendance se dessine (Figure 6): le nombre moyen de vers de terre a été plus élevé dans les traitements témoins que dans les traitements avec 10 % de biochar pour tous les substrats sauf pour le mélange de bran de scie, tourbe et compost qui a montré une tendance inverse. En effet, le nombre de vers de terre pour le témoin de ce mélange a été de 32 comparativement à 39 pour le traitement avec biochar. Le sol sableux et le mélange de tourbe et compost présentaient le nombre de vers le plus élevé pour le

témoin (43 et 43 respectivement). Le mélange de bran de scie, tourbe et compost a présenté le nombre de vers le plus élevé pour le traitement avec biochar (39).



**Figure 6:** Nombre moyen de vers de terre contenu dans 1,57 L de substrat, selon le type de substrat et le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Aucune différence entre les traitements en biochar n'est significative ( $P \leq 0,05$ ) pour les différents types de substrats.

#### 4.8 Fréquence d'observation de mycorhizes sur les racines

En l'absence d'inoculation avec un inoculant commercial, l'ajout de 10 % de biochar n'a pas eu d'effet statistiquement significatif sur la colonisation des racines de la tomate par les mycorhizes indigènes (Tableau 15). Aucune colonisation des racines par les mycorhizes n'a été observée dans les substrats suivants : sols sableux, mélange tourbe et compost et terre noire (Tableau 15). L'ajout de 10 % biochar a toutefois permis que 33 % et 67 % des racines aient été colonisées par les mycorhizes pour le mélange tourbe et compost et la terre noire. Le biochar a eu un effet néfaste sur l'établissement des mycorhizes dans le mélange bran de scie, tourbe et compost (baisse de 33 % à 0 %) et dans le loam sablonneux (baisse de 67 % à 33 %). L'ajout de biochar n'a pas eu d'effet sur le niveau de mycorhization des racines de la tomate

cultivée dans le loam. L'absence de mycorhization dans le sol sableux suggère l'absence de mycorhizes dans ce sol (Tableau 15).

**Tableau 15:** Fréquence d'observation de mycorhizes sur les racines selon le type de substrat et le traitement en biochar en novembre 2013 (n=3).

Fréquence d'observation (%)	Témoin	10 % Biochar
Sol sableux	0	0
Mélange bran de scie, tourbe et compost	33 %	0
Mélange tourbe et compost	0	33 %
Loam sablonneux	67 %	33 %
Loam	33 %	33 %
Terre noire	0	67%
<b>*Moyenne<sup>1</sup></b>	<b>22 %</b>	<b>28 %</b>

1. Moyenne des fréquences pour les six substrats selon le traitement en biochar.

#### 4.9 Respiration du sol

Bien qu'aucune différence n'ait été significative au seuil de  $P \leq 0,05$  entre les traitements en biochar pour les trois périodes d'analyse du flux de  $\text{CO}_2$  (Tableau 16), au seuil de  $P \leq 0,10$ , la respiration du sol a eu tendance à être plus importante dans le traitement témoin que le traitement avec biochar ( $17,55 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  contre  $15,42 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ;  $P=0,0931$ ). Lors d'une fertilisation aux 4 semaines, le flux de  $\text{CO}_2$  du traitement témoin a été de 18 % plus élevé que dans le traitement avec biochar ( $P=0,0524$ ). De plus, les premiers mois de culture correspondant à une fertilisation aux 4 semaines ont montré une respiration du sol supérieure à celle observée au cours des derniers mois de culture (fertilisation aux 2 semaines). Le graphique de l'évolution du flux de  $\text{CO}_2$  dans le temps (Annexe 1; Figure A.5) présente deux hausses distinctes de la respiration du sol le 26 juin 2013 (jour 177) et

18 septembre 2013 (jour 261). Ces hausses du flux de CO<sub>2</sub> correspondent aux dates de fertilisation des bacs de culture. Effectivement, il y eut fertilisation le 20 juin 2013 et le 11 septembre 2013.

**Tableau 16:** Flux de CO<sub>2</sub> émis à la surface du sol selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Flux de CO <sub>2</sub> (μmol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> ) <sup>5</sup>	Traitement biochar		ETM <sup>4</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Globale <sup>1</sup>	17,55	15,42	0,89	0,0931
Période 1 <sup>2</sup>	20,84	17,64	1,17	0,0524
Période 2 <sup>3</sup>	12,63	12,01	1,15	0,7075

1. Analyse globale (mai à octobre 2013); dix dates de mesures (jours juliens 142 à 282).

2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013); six dates de mesures (jours juliens 142 à 197).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013); quatre dates de mesures (jours juliens 218 à 282).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

5. Le facteur de conversion pour passer des μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup> aux mg m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup> est: 1 μmol CO<sub>2</sub> = 0,044 mg CO<sub>2</sub>.

#### 4.10 Émissions de gaz à effet de serre (CO<sub>2</sub> et N<sub>2</sub>O)

À la fin du premier cycle de fertilisation aux 4 semaines (août 2013), les émissions de CO<sub>2</sub> provenant des substrats témoins étaient plus élevées que celles des sols amendés avec 10 % de biochar (Tableau 17). Les émissions totales moyennes de CO<sub>2</sub> ont diminué significativement de 26 % dans les substrats amendés en biochar (P=0,0233) ainsi qu'avant la fertilisation des bacs de culture (P=0,0069). Comparativement à une fertilisation aux 4 semaines, les émissions de CO<sub>2</sub> observées lors d'une fertilisation aux 2 semaines (novembre 2013) ont été plus élevées dans les substrats amendés en biochar que dans les substrats témoins (Tableau 17). Les valeurs des émissions de CO<sub>2</sub> en novembre 2013 sont demeurées tout de même comparables à celles du mois d'août 2013. Une hausse significative de 48 % des émissions totales moyennes de



CO<sub>2</sub> fut observée (P=0,0377) pour les sols amendés en biochar. Cette augmentation d'émission de CO<sub>2</sub> a été de 60 % immédiatement après la fertilisation (P=0,0113). Sachant que trois jours séparaient les prises de mesure avant et après fertilisation, la valeur des émissions de CO<sub>2</sub> après la fertilisation des bacs de culture fut plus élevée qu'avant la fertilisation pour les deux dates d'échantillonnage (août et novembre 2013).

**Tableau 17:** Émissions totales moyennes de CO<sub>2</sub> selon le traitement en biochar en août et novembre 2013 et les valeurs moyennes avant et après une fertilisation des substrats (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Émissions de CO <sub>2</sub> (mg m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> )	Traitement biochar		ETM <sup>2</sup>	Valeur P
	Témoin	10 % biochar		
<b>Août 2013<sup>1</sup></b>				
Émissions totales moyennes	<b>0,50</b>	<b>0,37</b>	<b>0,03</b>	<b>0,0233</b>
Avant fertilisation	<b>0,37</b>	<b>0,28</b>	<b>0,02</b>	<b>0,0069</b>
Après fertilisation	0,64	0,47	0,07	0,0720
<b>Novembre 2013<sup>1</sup></b>				
Émissions totales moyennes	<b>0,44</b>	<b>0,65</b>	<b>0,05</b>	<b>0,0377</b>
Avant fertilisation	0,25	0,30	0,02	0,0979
Après fertilisation	<b>0,62</b>	<b>0,99</b>	<b>0,09</b>	<b>0,0113</b>

1. Trois jours séparent la prise de mesures avant et après la fertilisation (jours juliens 232, 235 et 302, 305).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.

La différence entre les traitements en biochar pour les émissions de N<sub>2</sub>O en août et novembre 2013 n'ont pas été significatives (Tableau 18). Les flux de N<sub>2</sub>O ont toutefois été beaucoup plus importants en novembre qu'en août 2013. Une hausse importante des émissions de N<sub>2</sub>O a été remarquée après la fertilisation des substrats

qu'avant celle-ci pour les deux dates d'échantillonnage. D'ailleurs, cette augmentation a été beaucoup plus marquée en novembre 2013 qu'en août 2013.

**Tableau 18:** Émissions totales moyennes de N<sub>2</sub>O selon le traitement en biochar en août et novembre 2013 et les valeurs moyennes avant et après une fertilisation des substrats (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Émissions de N <sub>2</sub> O (mg m <sup>-2</sup> h <sup>-1</sup> )	Traitement biochar		ETM <sup>2</sup>	Valeur P
	Témoin	10 % biochar		
<b>Août 2013<sup>1</sup></b>				
Émissions totales moyennes	0,42	0,41	0,10	0,9185
Avant fertilisation	0,17	0,12	0,04	0,3186
Après fertilisation	0,67	0,70	0,20	0,9419
<b>Novembre 2013<sup>1</sup></b>				
Émissions totales moyennes	2,00	3,41	0,57	0,1356
Avant fertilisation	0,28	0,52	0,24	0,4045
Après fertilisation	3,72	6,30	1,05	0,0964

1. Trois jours séparent la prise de mesures avant et après la fertilisation (jours juliens 232, 235 et 302, 305).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

#### 4.11 Croissance hebdomadaire des plants

L'évolution de la croissance en hauteur des plants montre que la croissance est demeurée plutôt stable dans le temps avec une légère hausse vers la fin de culture (Annexe 1; Figure A.6). Tous les substrats ont présenté une réponse similaire de la croissance de la tige des plants dans le temps. Le tableau 19 indique que la croissance hebdomadaire de la tige pour les deux traitements en biochar (témoin versus 10 % biochar) n'a pas été significativement différente. La croissance hebdomadaire de la tige est demeurée suffisamment stable tout au long de la culture avec une plus forte

croissance pour les derniers mois de culture d'août à octobre 2013 correspondant à la seconde période de fertilisation.

**Tableau 19:** Croissance hebdomadaire de la tige selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

<b>Croissance hebdomadaire de la tige (cm)</b>	<b>Témoin</b>	<b>10 % biochar</b>	<b>ETM<sup>4</sup></b>	<b>Valeur P</b>
Globale <sup>1</sup>	18,83	18,31	0,45	0,5157
Période 1 <sup>2</sup>	17,54	16,54	0,60	0,1611
Période 2 <sup>3</sup>	20,56	20,61	0,55	0,9385

1. Analyse globale (mai à octobre 2013); 28 semaines (jours juliens 101 à 303).

2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013); 16 semaines (jours juliens 101 à 206).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013); 12 semaines (jours juliens 213 à 303).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Pour la seconde période de fertilisation (fertilisation aux 2 semaines), les six types de substrats ont présenté des réponses différentes au traitement en biochar (Tableau 20). Le loam sablonneux ainsi que la terre noire amendés en biochar ont favorisé la croissance des plantes par rapport à leur témoin dans biochar de 7 % (P=0,0095) et 5 % (P=0,0489) respectivement, alors que les autres sols n'ont pas eu d'effet significatif.

**Tableau 20:** Croissance hebdomadaire de la tige selon le type de substrat et le traitement en biochar pour les trois derniers mois de culture (moyenne; n=3).

Croissance hebdomadaire de la tige <sup>1</sup> (cm)	Traitement biochar		ETM <sup>2</sup>	Valeur P
	Témoin	10 % biochar		
Sol sableux	19,94	19,94	0,96	1,000
Mélange bran de scie, tourbe et compost	19,30	18,72	0,38	0,4501
Mélange tourbe et compost	18,81	22,00	0,86	0,1186
Loam sablonneux	<b>19,36</b>	<b>20,64</b>	<b>0,10</b>	<b>0,0095</b>
Loam	21,53	20,19	1,21	0,5177
Terre noire	<b>21,80</b>	<b>22,89</b>	<b>0,07</b>	<b>0,0489</b>

1. Douze semaines (jours juliens 213 à 303); août à octobre 2013 (fertilisation aux 2 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Pour les autres paramètres de croissance (longueur d'une feuille mature, diamètre de la tige, nombre de feuilles, longueur de la grappe en fleurs et hauteur de floraison), aucun effet du biochar n'a été constaté pour toute la durée de la culture ( $P \geq 0,4290$ ; Annexe 1, Tableau A.6). Pour tous les paramètres sauf la longueur de la grappe, les valeurs ont été plus élevées dans les substrats non amendés en biochar sans toutefois que la différence soit significative.

En ce qui concerne les mesures de croissance destructives des plants (Annexe 1; Tableau A.7), à la fin du premier cycle de fertilisation aux 4 semaines (août 2013), la surface foliaire totale produite par plant durant la période 1 a été significativement plus faible dans les sols biologiques amendés en biochar que dans les traitements témoins (-13 %;  $P=0,0463$ ). Aucune différence significative ne fut observée entre les masses sèches de feuilles, de fruits et de la tige des plants provenant des deux traitements en biochar durant ce premier cycle de fertilisation. La masse sèche des

fruits a été significativement plus élevée (14 %;  $P=0,030$ ) dans les substrats amendés en biochar que les traitements témoins lors de la seconde période de fertilisation aux 2 semaines (novembre 2013). La masse sèche des plants (feuilles, fruits et tige) fut supérieure en fin de culture (novembre 2013) tandis que la surface foliaire totale des plants a été moindre en raison de conditions lumineuses plus faibles à l'automne qu'en été (Annexe 1; Tableau A.7).

#### 4.12 Rendement en fruits

##### *4.12.1 Rendement hebdomadaire*

De manière générale, le rendement hebdomadaire a été de  $1,23 \text{ kg m}^{-2}$  pour l'ensemble de la culture en 2013 (24 semaines de rendement). Bien que les différences entre les traitements en biochar aient été négligeables et non significatives (Tableau 21), le rendement hebdomadaire a été plus important lors de la première période (fertilisation aux 4 semaines) que lors de la seconde période (fertilisation aux 2 semaines).

**Tableau 21:** Rendement hebdomadaire en fruits par m<sup>2</sup> selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Rendement hebdomadaire en fruits (kg m <sup>-2</sup> )	Traitement biochar		ETM <sup>4</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Globale <sup>1</sup>	1,23	1,23	0,03	0,7824
Période 1 <sup>2</sup>	1,35	1,34	0,03	0,6505
Période 2 <sup>3</sup>	1,12	1,15	0,04	0,4948

1. Analyse globale (mai à octobre 2013; 24 semaines de rendement).

2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013; semaines 1 à 11).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013; semaines 12 à 24).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

#### 4.12.2 Rendement total

Le tableau 22 présente le rendement total en fruits (i.e. vendables et non-vendables) pour les 24 semaines de production (29,4 kg m<sup>-2</sup> pour le témoin et 29,6 kg m<sup>-2</sup> pour le traitement avec biochar). La différence de rendement total entre les deux périodes de fertilisation a été minime.

**Tableau 22:** Rendement total en fruits par m<sup>2</sup> selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture et pour les deux périodes de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Rendement total en fruits (kg m <sup>-2</sup> )	Traitement biochar		ETM <sup>4</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Globale <sup>1</sup>	29,45	29,60	0,43	0,8050
Période 1 <sup>2</sup>	14,88	14,71	0,27	0,6470
Période 2 <sup>3</sup>	14,57	14,89	0,38	0,5431

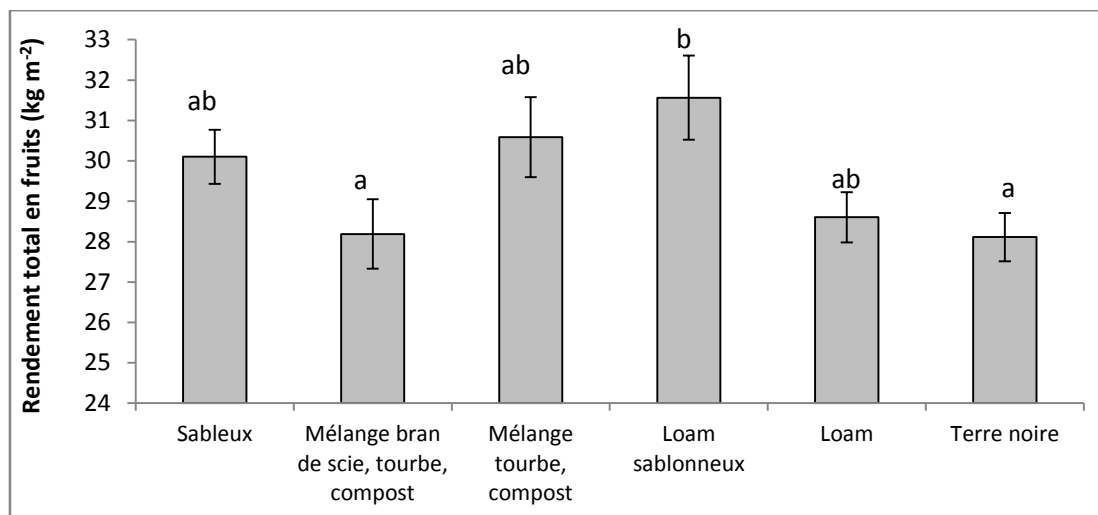
1. Analyse pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013; 24 semaines de rendement).

2. Période 1 : fertilisation aux 4 semaines (mai à juillet 2013; semaines 1 à 11).

3. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013; semaines 12 à 24).

4. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

La figure 7 indique que le rendement total en fruits par m<sup>2</sup> (i.e. vendables et non-vendables) a différé significativement entre le loam sablonneux (31,6 kg m<sup>-2</sup>) et le mélange de bran de scie, tourbe et compost (28,2 kg m<sup>-2</sup> ; Tukey P=0,0432) ainsi qu'avec la terre noire (28,1 kg m<sup>-2</sup> ; Tukey P=0,0371). De plus, la terre noire et le mélange de bran de scie, tourbe et compost ont donné le plus faible rendement total en fruits comparativement au loam sablonneux qui a présenté le rendement total le plus élevé.



**Figure 7:** Histogramme représentant le rendement total en fruits (i.e. vendable et non-vendable et traitement biochar confondu) pour les six différents substrats durant les 24 semaines de production (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3). Les substrats qui ne présentent pas les mêmes lettres ont une valeur de rendement total significativement différente selon le test de comparaison des moyennes de Tukey ( $P \leq 0,05$ ).

#### 4.12.3 Paramètres du rendement par plant

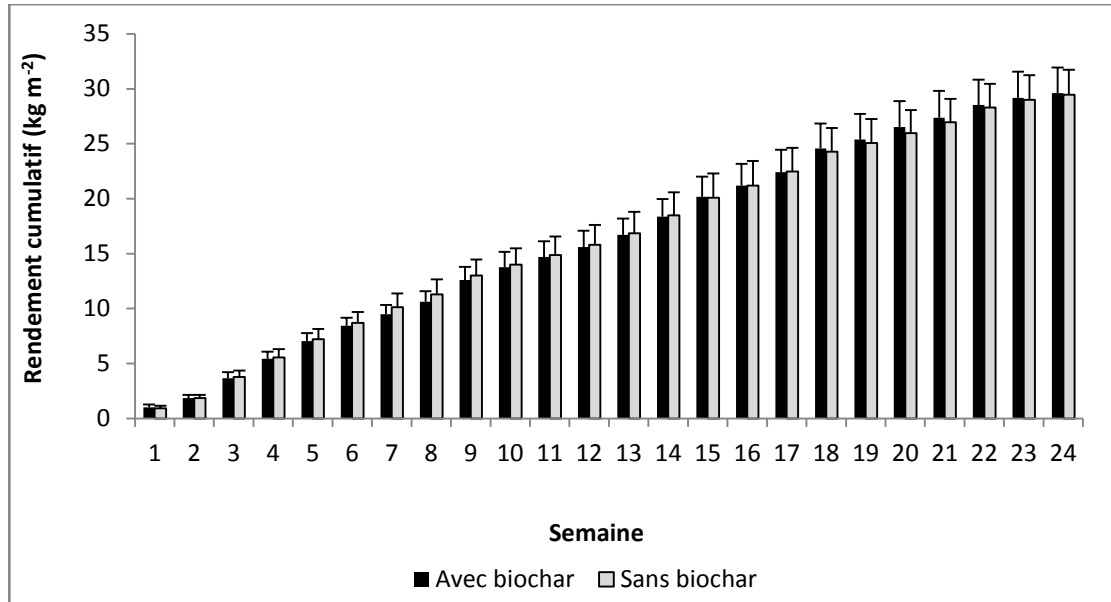
Aucune différence significative des traitements en biochar sur les paramètres du rendement n'a été observée pour l'ensemble des 24 semaines de récolte (Annexe 1; Tableau A.8). Les fruits difformes et les fruits présentant des microfendillements se sont révélés plus importants que toutes autres formes d'anomalies pour toute la durée de la culture. Pour les derniers mois de la culture (fertilisation aux 2 semaines), l'addition de biochar aux substrats a engendré une réduction ( $P=0,0127$ ) de 20 % de l'incidence de microfendillements sur les fruits (Annexe 1; Tableau A.9).

#### 4.12.4 Rendement cumulatif

La figure 8 présente l'évolution du rendement cumulatif de la première semaine jusqu'à la 24<sup>e</sup> semaine de production et n'indique aucune différence significative du rendement entre les traitements en biochar au fil des semaines. Le rendement cumulatif a suivi une augmentation régulière semaine après semaine et a atteint une



valeur maximale de 29,4 kg m<sup>-2</sup> dans les bacs témoin et de 29,6 kg m<sup>-2</sup> dans les bac de culture avec biochar. De plus, la même progression régulière du rendement cumulé a été observée pour tous les types de substrats (Annexe 1; Figure A.7).



**Figure 8:** Histogramme représentant le rendement cumulé pour les 24 semaines de production selon le traitement en biochar (valeurs moyennes avec l'écart-type comme barres d'erreur; n=3).



## 5. DISCUSSION

### 5.1 Effet du biochar sur les propriétés physico-chimiques des substrats biologiques

Les propriétés du biochar dépendent essentiellement de la matière première utilisée pour sa fabrication et des conditions de pyrolyse. En effet, la température de pyrolyse influence grandement les propriétés physico-chimiques et la structure du biochar. Par exemple, pour un biochar provenant de résidus de colza fabriqué sous deux températures de pyrolyse (400 °C et 700 °C), le biochar à 700 °C possédait un plus fort contenu en carbone stable et un pH plus élevé (Angin et Şensöz, 2014). Les auteurs ont également soutenu que le biochar contient principalement des hydrocarbures aromatiques et des composés hydroxyles et carbonyles. Mendez et al. (2013) ont testé quant à eux un biochar provenant de boues d'épuration à deux températures (400 °C et 600 °C) et ont constaté que le pH, la surface spécifique, la porosité et la concentration minérale ( $\text{Cu}^{2+}$ ,  $\text{Zn}^{2+}$ , etc.) du biochar augmentent en fonction de la température de pyrolyse. Dans la présente étude, le biochar a été produit à une température allant de 700-750 °C; il présentait un pH de départ de 9,5 et d'excellentes proportions de carbone et de minéraux (Annexe 1; Tableau A.1) comme le soutiennent Angin et Şensöz (2014) ainsi que Mendez et al. (2013). Généralement, le biochar possède un pH supérieur à la neutralité, une excellente porosité autant au niveau des macropores que des micropores et une faible masse volumique apparente (Novak et al., 2009). Compte tenu de ses propriétés physiques particulières, le biochar influence donc la texture, la structure, la porosité, la taille et la distribution des pores ainsi que la masse volumique du sol dans lequel il est incorporé (Downie et al., 2009; Mendez et al., 2013). Selon une étude menée sur l'effet de différents taux d'amendement en biochar (0 %, 25 %, 50 %, 75 % et 100 % v/v) dans un loam sablonneux, les résultats ont montré une amélioration des propriétés physiques et hydrauliques du sol par l'ajout de biochar (Githinji, 2014). Ainsi, l'auteur a rapporté les relations suivantes: (i) une diminution linéaire de la masse volumique apparente et de la masse volumique réelle du sol avec une augmentation du taux d'application de

biochar ainsi que (ii) une augmentation linéaire de la porosité du sol avec l'augmentation du taux d'application de biochar.

Généralement, les sols bien aérés ou ayant un fort contenu en matière organique ont une masse volumique apparente ( $\rho_b$ ) faible ( $<1 \text{ g cm}^{-3}$ ). Les sols sableux ont des  $\rho_b$  plus élevées (1,3-1,7  $\text{g cm}^{-3}$ ) comparativement aux argiles et aux limons (1,1-1,6  $\text{g cm}^{-3}$ ) parce qu'ils ont des espaces poreux plus larges. Les sols riches en matière organique peuvent avoir des  $\rho_b$  aussi faibles que 0,5  $\text{g cm}^{-3}$  (sols tourbeux par exemple). Ainsi, les substrats utilisés dans ce projet avaient à la base une faible  $\rho_b$  moyenne de 0,51  $\text{g cm}^{-3}$  compte tenu de leur fort contenu en matière organique (Annexe 1; Tableau A.3). La  $\rho_b$  du biochar incorporé dans les six sols biologiques avait une valeur moyenne de 0,09  $\text{g cm}^{-3}$  réduisant alors la  $\rho_b$  des substrats amendés en biochar à une moyenne de 0,40  $\text{g cm}^{-3}$  (Annexe 1; Tableau A.3). La  $\rho_b$  du biochar appliqué aux divers substrats se situe parfaitement dans les valeurs rapportées par Lehmann et al. (2011) allant de 0,09 à 0,50  $\text{g cm}^{-3}$  pour diverses matières premières. Il convient de préciser que le taux d'application utilisé dans le projet est de 10 % (v/v), ce qui équivaut approximativement à 17 % (p/p), une valeur comparable aux taux rencontrés dans la littérature, quoiqu'un peu plus faible.

## 5.2 Effet du biochar sur le contenu minéral des substrats biologiques

### *5.2.1 Réserve minérale du sol (Analyses de sol)*

Les concentrations minérales provenant des analyses de sol correspondent aux éléments minéraux présents dans le sol et constituent la réserve du sol. Ils ne sont donc pas immédiatement disponibles à la plante. Globalement, pour toute la durée de la culture, la concentration en éléments minéraux du sol a été plus importante dans les substrats amendés en biochar (Tableau 4). L'amendement en biochar des sols

biologiques a entraîné une augmentation significative des concentrations minérales dans le sol pour certains macroéléments ( $\text{NO}_3^-$ , P) et certains oligo-éléments ( $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Cu}^{2+}$ ,  $\text{Mn}^{2+}$ ). Plusieurs études abondent dans le même sens, comme quoi le biochar favorise une rétention en nutriments dans le sol en améliorant les propriétés physiques du sol et en augmentant le contenu minéral (Lehmann et Joseph, 2009). En effet, en modifiant la masse volumique apparente du sol, en neutralisant le pH, en augmentant la CEC et en améliorant la distribution des particules du sol, l'ajout de biochar au sol permet une meilleure rétention en nutriments. Nemati et al. (2014) ont avancé que le biochar peut même être considéré comme une alternative à la perlite dans les substrats horticoles. Les auteurs ont montré que l'ajout de biochar à différents types de substrats horticoles améliore les propriétés physiques du sol et engendre des concentrations minérales plus importantes ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Mn}^{2+}$  et  $\text{Zn}^{2+}$ ). Ces résultats sont en accord avec les travaux réalisés par Gaskin et al. (2008) ainsi que Prendergast-Millet et al. (2013) indiquant que le biochar est une source directe de nutriments. Toutefois, lors de cette étude, le biochar utilisé n'a pas augmenté la CEC des sols et n'a pas été une source significative de nutriments. De plus, à l'instar des résultats du présent projet, certaines études ont montré une augmentation de la concentration d'azote dans un sol amendé en biochar (Prendergast-Miller et al., 2013; Laird et al., 2010; Gaskin et al., 2008). Selon Laird et al. (2010), l'ajout de biochar a amélioré la minéralisation du N avant l'ajout de fumier, mais l'azote contenu dans le fumier ainsi que les composés organiques solubles se sont liés au biochar, évitant ainsi d'être minéralisés ou nitrifiés. De plus, Noguera et al. (2010) ont attribué l'augmentation de la concentration d'azote dans le sol amendé en biochar à une augmentation de la rétention en eau et à une meilleure CEC favorisant la rétention des cations tels le  $\text{NH}_4^+$ .

Les éléments minéraux retrouvés en plus fortes concentrations dans les six substrats étudiés ont été  $\text{NO}_3^-$ , P,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  (Tableau 4). Puisque ces macroéléments sont généralement requis en plus forte proportion pour soutenir les besoins physiologiques des plantes (Weill et Duval, 2009a), les apports en fertilisants effectués tout au long de cette culture contenaient principalement ces macroéléments

sous formes organiques (farine de plumes, farine de crevettes, farine d'algues marines et compost) disponibles assez rapidement (Weill et Duval, 2009b). Selon les normes établies pour une culture de tomates de serre biologiques, les concentrations minérales du sol observées durant cette étude furent en tout temps supérieures aux valeurs recommandées (Voogt et al., 2010; Voogt, 2013). Il est à noter que le calcium présentait ici de fortes concentrations comparativement aux valeurs recommandées (Voogt et al., 2010; Voogt, 2013). Cela peut s'expliquer en partie par l'utilisation d'une fertilisation d'appoint ( $\text{CaCl}_2$ ) qui a dû être apportée afin de remédier aux problèmes de carence (taches jaunes au niveau foliaire) perçus en mai 2013. De plus, la capacité d'échange cationique des sols étudiés (valeur moyenne =  $84,8 \text{ cmol kg}^{-1}$ ) correspond à une valeur pour un sol riche avec de forts apports de matière organique. Par contre, l'ajout de 10 % de biochar (v/v) n'a pas modifié la CEC des sols (Tableaux 4, 5 et 6) comme le suggèrent certaines études dans la littérature possiblement dû au faible taux d'application dans les substrats biologiques. En ce qui concerne la concentration minérale en aluminium, les substrats avaient tous des concentrations en  $\text{Al}^{3+}$  relativement élevées (Annexe 1; Tableau A.4), sans toutefois présenter des symptômes de toxicité. D'autre part, une concentration nettement supérieure en  $\text{Al}^{3+}$  fut observée dans le loam comparativement aux autres substrats, avec une valeur moyenne de  $192 \text{ mg kg}^{-1}$  (Annexe 1; Tableau A.4) laissant croire à un possible effet de phytotoxicité dans ce substrat. Toutefois, bien que l'activité microbienne ait été la plus faible dans le loam (Annexe 1; Tableau A.5), cela n'a pas affecté la croissance des plants (Tableau 20), ni le rendement en fruits (Figure 7).

Lors des derniers mois de culture (août à octobre 2013), alors que la fertilisation s'effectuait aux 2 semaines, les concentrations minérales en  $\text{NO}_3^-$ , P,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  ont été plus importantes (Tableau 6) que lors des premiers mois de culture durant lesquels la fertilisation s'effectuait aux 4 semaines (Tableau 5). Cette augmentation dans le contenu minéral du sol s'explique par une fréquence plus rapprochée des apports de fertilisants aux sols. De plus, la minéralisation des protéines, source d'azote des fertilisants organiques utilisés, relâche de l'ammonium qui est oxydé par les bactéries nitrifiantes augmentant ainsi la concentration en  $\text{NO}_3^-$  dans les sols. Les

autres principaux composants des amendements aux sols étaient essentiellement des macroéléments comme le phosphore, le potassium, le calcium et le magnésium d'où une plus forte quantité de ces ions retrouvée dans les analyses de sol. La différence n'était toutefois pas suffisamment importante entre les deux périodes de fertilisation pour statuer que la fertilisation aux 2 semaines s'avère la meilleure régie à adopter.

### 5.2.2 *Éléments minéraux disponibles (Solution du sol)*

Les nutriments présents dans la solution du sol sont ceux directement disponibles à la plante. Dans l'ensemble, les concentrations minérales de la solution des sols n'ont pas été statistiquement affectées par les traitements en biochar (Tableau 7). Ainsi, le biochar a augmenté la réserve minérale des sols mais n'a pas affecté la disponibilité des nutriments présents dans la solution du sol. Les présents résultats sont en accord avec ceux de Alling et al. (2014) qui ont rapporté que le biochar n'affecte pas la concentration aqueuse d'ammonium, mais que l'ajout de 5 % à 10 % de biochar aux sols augmente la concentration en  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{K}^+$  et  $\text{Mg}^{2+}$ , tandis que l'effet sur les phosphates est variable. Dans ce travail, il a aussi été observé que les concentrations en  $\text{K}^+$  et  $\text{PO}_4^{3-}$  étaient légèrement supérieures dans les substrats amendés en biochar (Tableaux 7, 8 et 9). Comme l'ont observé Bargmann et al. (2014), les présents résultats ont montré que la concentration en nitrates a tendance à diminuer dans les substrats amendés en biochar. En effet, la baisse de disponibilité du  $\text{NO}_3^-$  en présence de biochar peut être expliquée par une meilleure consommation de l'azote par la plante (Martisen et al., 2014; Lehmann et al., 2003).

Les plus fortes concentrations dans la solution des sols biologiques ont été attribuées aux éléments  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{SO}_4^{2-}$  (Tableau 7). La solution du sol a présenté un pH légèrement au-dessus de la neutralité (pH moyen de 7,3) stimulant l'activité biologique dans le sol et rendant ainsi disponibles les minéraux. La conductivité électrique moyenne des six sols biologiques ( $1,55 \text{ mS cm}^{-1}$ ) est représentative de substrats relativement riches. De plus, les valeurs obtenues pour le pH et la CE sont

comparables à celles observées dans les mêmes substrats au cours des années antérieures (Gravel et al., 2011b). Les substrats présentaient donc une salinité du sol acceptable pour l'absorption des nutriments par les plantes. Toutefois, le biochar n'a pas influencé le pH et la CE de la solution du sol (Tableaux 7, 8 et 9). Pour les deux régies de fertilisation, le contenu minéral de la solution du sol est demeuré sensiblement le même en présence du biochar.

### 5.3 Effet du biochar sur le contenu minéral des lixiviats

De manière générale, la concentration minérale des eaux lixiviées tend à être plus importante dans les substrats non amendés que ceux amendés en biochar (Tableau 10). Autrement dit, le biochar semble diminuer les pertes de nutriments dans le sol. Le biochar est donc propice à une meilleure fertilité du sol et à une réduction des impacts environnementaux. Une réduction significative de 30 % des pertes de  $\text{NO}_3^-$  a été observée dans les substrats amendés en biochar pour l'ensemble de la culture (Tableau 10). Certaines études ont également rapporté des diminutions dans les pertes de  $\text{NO}_3^-$  par lessivage des sols amendés en biochar (Laird et al., 2010; Nemati et al., 2014). L'étude menée par Laird et al. (2010) a rapporté une diminution de l'azote minéral lixivié pour les sols amendés en biochar, corroborant les résultats de la présente étude. Nemati et al. (2014) ont également montré que l'ajout de biochar au sol réduit les pertes en  $\text{NO}_3^-$  et en  $\text{K}^+$ . D'autre part, le pH et la CE mesurés suggèrent que les substrats à l'étude ont été plutôt riches sans toutefois présenter des effets néfastes d'un sol très riche en nutriments. Angst et al. (2013) ont rapporté dans une étude d'incubation de colonnes de sol de 55 jours, que la présence de 2 % (en poids) de charbon augmente le pH et diminue significativement la quantité d'azote minéral lixivié dans un loam sableux amendé avec une boue agricole ou du nitrate d'ammonium comme source d'azote. De plus, les auteurs ont observé que les valeurs de pH des eaux lixiviées augmentent en présence de biochar, en accord avec les résultats de la présente étude (Tableaux 10, 11 et 12), ce qui suggère que l'alcalinité du biochar peut réduire le lessivage de l'azote.



D'autre part, la diminution des pertes d'éléments nutritifs par lessivage pourrait s'expliquer par l'adsorption d'ions sur le biochar, suite aux diverses interactions électrostatiques et non-électrostatiques, les retenant ainsi par capillarité dans la solution des micropores (Major et al., 2009). En outre, la réduction des pertes en nitrates dans le sol peut s'expliquer également par l'immobilisation de l'azote par le biochar dans le sol, lorsque le rapport C/N est élevé (Angst et al., 2013).

#### 5.4 Effet du biochar sur la rétention en nutriments

Dans l'ensemble, les résultats de ce projet ont suggéré une réduction significative de 30 % du lessivage du  $\text{NO}_3^-$  (Tableau 10), une meilleure réserve minérale du sol (Tableau 4) et une bonne disponibilité des nutriments (Tableau 7) dans les sols amendés en biochar. Tel qu'appuyé par la littérature, le biochar a retenu les nutriments dans le sol et a favorisé l'activité biologique responsable de la minéralisation, augmentant ainsi la disponibilité des éléments nutritifs à la plante tout en réduisant les pertes par lessivage (Lehmann et Joseph, 2009). Cette réduction des pertes de nitrates dans les eaux souterraines a réduit également la pollution environnementale; ce point constitue un élément fort positif pour la durabilité des cultures biologiques sous serre. Selon Glaser et al. (2002), la raison pour laquelle les Terra Preta en Amazonie, très riches en carbone, ont une excellente fertilité c'est leur pouvoir de rétention des nutriments dans le sol. Les cycles des nutriments sont améliorés en présence de biochar. Effectivement, malgré l'absence d'effet significatif, les présents résultats ont indiqué que l'ajout de biochar aux substrats biologiques a permis de fixer le carbone dans le sol en réduisant les pertes de sa fraction organique labile dans les lixiviats (Tableau 13). Le biochar représente donc un puits important permettant l'entreposage du carbone dans les sols.

D'autre part, l'azote sous forme de nitrates a présenté de fortes concentrations en présence de biochar (Tableau 4). Cet élément mobile est requis en grande quantité et généralement, une fertilisation est requise afin de répondre aux besoins nutritifs des

plants. La réduction de l'azote lixivié de 30 % dans les sols amendés en biochar peut être attribuée à une augmentation dans la capacité de rétention en eau dans le sol, à une adsorption du  $\text{NH}_4^+$  et à une hausse de l'immobilisation du N par l'ajout de biochar au sol (Zheng et al., 2013). De plus, la réduction du lessivage de l'azote ainsi que l'augmentation de la rétention et de la biodisponibilité du N dans les sols peuvent potentiellement diminuer la demande en fertilisants azotés pour la croissance des cultures.

Le phosphore constitue un élément clé dans plusieurs processus physiologiques chez la plante. Les présents résultats ont révélé que la quantité de P dans la réserve du sol a été plus importante dans les substrats amendés en biochar (Tableau 4) et qu'une quantité moindre a été lixiviée lorsqu'il y a eu ajout de biochar au sol (Tableau 10). Des études ont rapporté que l'effet du biochar sur l'adsorption du P est hautement influencé par le pH du sol (Xu et al., 2014; Qian et al., 2013). En effet, à un pH autour de 7-7,5, le phosphore est davantage fixé par le calcium. À des pH élevés, le P est moins disponible car il est fixé par d'autres ions dans le sol. De plus, lorsque le  $\text{Ca}^{2+}$  ou le  $\text{Mg}^{2+}$  est en excès dans le sol, le relâchement du P est diminué dû à la formation de phosphates peu solubles. Ainsi, la fixation de P dans les substrats biologiques amendés en biochar peut donc être expliquée par le fort contenu en calcium et en magnésium présents dans les substrats biologiques utilisés (Tableau 4). Bien que les concentrations en  $\text{K}^+$  et  $\text{Mg}^{2+}$  dans les sols ont été plus élevées dans les substrats amendés en biochar, la différence n'a toutefois pas été significative entre les traitements (Tableau 4). Pour le potassium, le calcium et le magnésium, les pertes de ces éléments minéraux par lessivage semblaient moins importantes en présence de biochar bien qu'aucune différence n'ait été observée (Tableau 10). L'apparition d'une carence en  $\text{Mg}^{2+}$  au niveau foliaire au mois de mai 2013 a pu en partie s'expliquer par les fortes concentrations en  $\text{Ca}^{2+}$ , qui, en excès, peuvent empêcher l'absorption d'autres ions ( $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Fe}^{2+}$  et  $\text{K}^+$ ). Selon des analyses minérales foliaires effectuées au cours du projet, les fortes concentrations en  $\text{Ca}^{2+}$  absorbées par la plante suggèrent que le calcium a été un possible antagoniste du  $\text{Mg}^{2+}$ , responsable de l'apparition des signes de carence (Annexe 1; Figure A.3).

La plupart des oligo-éléments ont été rencontrés en plus fortes concentrations dans les substrats amendés en biochar (Tableau 4), appuyant l'idée que le biochar favorise une meilleure rétention des nutriments dans le sol. En effet, par ses propriétés physiques, le biochar a un impact sur la rétention des nutriments en adsorbant les éléments minéraux à sa surface poreuse (Downie et al., 2009). De plus, l'étude de la productivité de la culture doit être examinée puisqu'une meilleure consommation par les plantes occasionne certainement une réduction des pertes par lessivage (Lehmann et Joseph, 2009). Le biochar augmente donc la fertilité du sol, surtout avec l'apport d'une autre source de nutriments. Les études concluent donc qu'un apport combiné en matière organique et en biochar pourrait produire un sol imitant les propriétés favorables des Terra preta (Steiner et al., 2007) comme les résultats de ce projet le suggèrent.

#### 5.5 Effet du biochar sur l'activité microbienne des substrats biologiques

Une activité microbienne significativement plus importante a été observée dans les substrats amendés en biochar dans la présente étude (Tableau 14). En effet, les communautés microbiennes du sol sont influencées par des facteurs climatiques et la gestion du sol, mais également par l'apport de matière organique au sol (Lehmann et Joseph, 2009). Ainsi, le biochar ajouté au sol modifie son environnement physique et chimique et influence les caractéristiques et le comportement du biote du sol. D'une part, le biochar constitue un environnement propice à la multiplication microbienne, puisque la flore microbienne peut y coloniser les pores (Thies et Rillig, 2009). Les études sur le sujet indiquent que les variations dans la disponibilité des nutriments et du carbone peuvent augmenter ou diminuer la biomasse microbienne dépendamment de la réserve minérale et du carbone disponibles au départ dans le sol, et des groupes de microorganismes impliqués (Lehmann et al., 2011). Une expérience menée en serre rapporte que l'ajout de biochar (issu d'une pyrolyse à 400 °C) a affecté à la hausse la biomasse microbienne expliquée par les modifications des conditions du sol et des statuts nutritifs dans le sol (Anders et al., 2013). De plus, Wei et al. (2014) ont

démontré que le biochar, par son fort ratio C/N et sa grande concentration en acides gras volatiles, influence davantage les communautés microbiennes que les amendements témoins utilisés dans leur étude (tourbe et zéolite). Cette influence sur les communautés et sur l'activité des microorganismes peut s'expliquer par la grande surface spécifique et l'excellente porosité du biochar qui améliorent l'aération et la rétention en eau du sol, stimulant ainsi la croissance et l'activité microbienne (Downie et al., 2009; Glaser et al., 2002).

D'autre part, l'ajout de biochar à un sol agricole stimule à court terme l'activité et la diversité microbienne du sol qui sont importantes dans les cycles des nutriments (Rutigliano et al., 2014). Certaines études ont avancé que les composés volatils présents sur le biochar peuvent servir de substrats aux microorganismes sur une courte période. Hamer et al. (2004) ont proposé que le biochar peut promouvoir la décomposition de composés carbonés labiles dans le sol en offrant des surfaces de croissance aux microorganismes. Sun et al. (2013) ont avancé que la présence de biochar (10 % p/p) dans le sol n'induit pas seulement la disponibilité des nutriments, mais augmente aussi la biomasse, la diversité et l'activité microbienne occasionnant des effets bénéfiques sur la fertilité du sol. Ces observations sont en accord avec les résultats obtenus dans la présente étude.

Le pH a également un effet sur les organismes du sol. En effet, sous des conditions environnementales identiques, la biomasse microbienne est favorisée par une hausse du pH à l'intérieur d'un gradient de 3,7 à 8,3 (Lehmann et al., 2011). En présence de conditions acides, les processus biologiques tels la nitrification et l'humification ainsi que la structure du sol en sont largement affectés, donc l'apport de biochar au sol neutralisant le pH favorise les paramètres physico-chimiques du sol et stimule la prolifération et l'activité microbienne. En plus d'améliorer le pH du sol, le biochar offre une meilleure rétention en eau dans le sol, donc l'activité des microorganismes s'en voit augmentée (Thies et Rillig, 2009). Les résultats de ce projet ont montré une meilleure activité biologique dans le mélange de sciure, tourbe et compost dont le traitement en présence de biochar a présenté la plus forte activité (Annexe 1; Tableau

A.5). Gravel et al. (2011b) ont rapporté eux aussi pour les mêmes substrats à l'étude une meilleure activité biologique du sol dans le mélange de sciure, tourbe et compost expliquée par une bonne proportion de matière organique dans ce mélange de sol. Ainsi, un ajout de biochar a permis d'améliorer les propriétés de ce substrat qui présentait déjà à la base une excellente activité biologique.

Une meilleure activité microbienne a été constatée alors que la fertilisation s'effectuait aux 4 semaines surtout en début de culture (Figure 4). Effectivement, de janvier à mars 2013, du seigle a été planté comme engrais vert dans les divers substrats puis incorporé au sol avant d'entreprendre la plantation en mars 2013. Suite à la plantation, une fertilisation azotée a été appliquée aux substrats en avril 2013. Ainsi, les substrats ont donc été enrichis en azote et autres éléments nutritifs favorisant les processus biologiques comme l'indique la forte activité microbienne observée dans les sols. Les derniers mois de culture correspondant à une régie de fertilisation aux 2 semaines ont présenté une hausse plus constante de l'activité biologique s'expliquant par un ajout plus fréquent de matière organique (Figure 4 et Annexe 1; Figure A.4). Les deux régies de fertilisation ont pourtant présenté des valeurs similaires d'activité microbienne (Tableau 14).

#### 5.6 Effet du biochar sur la population de vers de terre

Les résultats du projet ont montré que le nombre de vers de terre ne présentait pas de différence significative entre les substrats amendés et non amendés en biochar (Figure 5). Néanmoins, la tendance veut que l'ajout de biochar aux substrats biologiques a diminué la population de vers de terre. En effet, pour l'ensemble des substrats sauf le mélange de sciure, tourbe et compost, la population de vers de terre tendait à être plus faible en présence de biochar, malgré que cette différence n'ait pas été significative au seuil de  $P \leq 0,05$  (Figure 6). Weyers et Spokas (2011) ont rapporté un effet négatif à court terme et un effet nul à long terme du biochar sur la densité et la biomasse de vers de terre. Sur le plus long terme, les sols amendés en biochar ne

semblaient pas causer d'impacts significatifs sur l'abondance en vers de terre dans le sol. Considérant que le biochar fut incorporé aux substrats biologiques depuis 2011, il peut être plausible que son effet sur l'abondance en vers de terre n'ait pas été significatif. Nieminen (2008) et Cox et al. (2001) ont également observé aucune différence significative dans l'abondance en vers de terre dans leur étude.

En février 2013, la différence entre le nombre de vers de terre dans les substrats non amendés et amendés en biochar a été significative en faveur des substrats non amendés (Figure 5). En effet, comme l'ont constaté Haimi et al. (2000), la population de vers de terre diminue en présence de biochar. Certaines études ont avancé que le biochar peut présenter des substances toxiques (composés phénoliques et hydrocarbures) pour les vers de terre qui en ingèrent de fines particules décomposées dans le sol (DeLuca et al., 2006; Gundale et DeLuca, 2007). Une étude menée par Li et al. (2011) et examinant l'effet d'un amendement en biochar sur l'évitement des vers de terre (*Eisenia foetida*) a montré que les vers de terre subissent une perte de poids à court terme et que le comportement de fuite peut être expliqué par la présence d'hydrocarbures aromatiques polynucléaires (PAHs), formés durant la pyrolyse, pouvant être toxiques.

La variation du nombre de vers de terre dans le temps peut être expliquée par la perturbation du milieu. Effectivement, une baisse dans le nombre de vers de terre a été constatée au mois de février et novembre 2013 (Figure 5). D'une part, en février 2013, l'engrais vert a été coupé et incorporé aux substrats afin de fournir de la matière organique aux sols. D'autre part, en novembre 2013, les plants de tomate ont été coupés pour fin de culture. Dans les deux cas, une perturbation du milieu a été occasionnée par le travail du sol pouvant avoir une influence sur les organismes présents dans le sol. En effet, lorsqu'un milieu est perturbé, les vers de terre en sont affectés et leur abondance diminue compte tenu de la destruction d'habitat. Autrement dit, la diminution de l'accès à la ressource alimentaire en surface et la destruction des galeries peuvent grandement nuire à la présence de vers de terre (Pelosi, 2008). Il est

probable que ce phénomène se soit produit en février et novembre 2013 d'où le plus faible nombre de vers de terre observé dans les 20 premiers centimètres de sol.

### 5.7 Effet du biochar sur la respiration des substrats biologiques

Malgré une activité biologique plus accentuée dans les sols biologiques, la respiration ne s'est pas accrue en présence de biochar (Tableau 16). En effet, dans certaines études, l'addition de biochar a augmenté la respiration totale et le quotient métabolique du sol (Lehmann et al., 2011; Steinbeiss et al., 2009; Kookana et al., 2011). L'explication viendrait entre autres du fort contenu minéral en N et P et de la bonne proportion en carbone organique dans le biochar fournissant une source d'énergie aux microorganismes. D'autres études ont montré qu'un amendement en biochar peut engendrer une diminution de la respiration du sol (Liang et al., 2008; Kookana et al., 2011). Par ailleurs, Steiner et al. (2004) ont montré que la croissance microbienne est améliorée par l'ajout de glucose dans un sol amendé en biochar, sans toutefois augmenter le taux de respiration du sol. Ce contraste entre une faible émission des flux de CO<sub>2</sub> par le sol et un fort potentiel de croissance microbienne est l'une des caractéristiques des terres noires amazoniennes. Certaines études menées sur les sols noirs d'Amazonie ont montré que l'ajout de biochar a affecté à la hausse la biomasse microbienne, mais présentait une respiration du sol plus faible pouvant s'expliquer par une meilleure efficacité métabolique (Liang et al., 2008). D'autres explications possibles à cette baisse de la respiration du sol en présence de biochar peut venir de l'inhibition de l'activité des microorganismes colonisant le biochar, du changement dans la structure de la population biologique du sol (ratio bactéries et champignons), de l'augmentation de l'efficacité d'utilisation du carbone et la diminution dans l'abondance microbienne (Thies et Rillig, 2009).

Essentiellement, les valeurs de respiration du sol pour ce projet sont tout de même élevées en comparaison avec celles retrouvées dans la littérature (Steinbeiss et al., 2009; Bammingner et al., 2014; Gomez et al., 2014). Cela s'explique par l'apport

important de matière organique aux substrats biologiques qui a permis une bonne activité des microorganismes et donc une respiration accrue du sol. En effet, le contenu en carbone organique et la biomasse microbienne du sol tendent à augmenter avec une application de divers fertilisants (minéral, compost et boue) au sol, spécialement le compost (Fernández et al., 2014). Ainsi, l'apport de fertilisants (compost et diverses farines) aux substrats biologiques a contribué à maintenir une bonne activité biologique en fournissant les nutriments essentiels au bon fonctionnement des microorganismes dans le sol, générant alors dans l'ensemble une forte respiration du sol.

Lors des premiers mois de culture (fertilisation aux 4 semaines), la respiration du sol était supérieure en absence de biochar, sans que la différence soit toutefois significative (Tableau 16). Gomez et al. (2014) ont observé quant à eux que l'ajout de biochar au sol contribue à augmenter les émissions de CO<sub>2</sub> par des facteurs biotiques tels l'amélioration de l'activité microbienne et par des facteurs abiotiques tels la désagrégation des fractions de carbone inorganique dans le sol. Les auteurs avancent même qu'en présence de matière organique, l'addition de biochar au sol sert de substrat aux microorganismes favorisant une meilleure activité dans le sol. Lors des derniers mois de culture (fertilisation aux 2 semaines), la respiration dans les substrats amendés et non amendés en biochar était sensiblement la même (Tableau 16). D'autre part, la respiration du sol est plus importante lorsque l'activité des microorganismes du sol est augmentée. En effet, les hausses dans la respiration du sol les 26 juin et 18 septembre 2013 (Annexe 1; Figure A.5) correspondent aux hausses de l'activité microbienne du sol (Figure 4) sans compter qu'il y a eu fertilisation des substrats les 20 juin et 11 septembre 2013. Tout compte fait, les microorganismes se sont activés durant ces périodes pour engendrer une respiration du sol plus élevée. Les flux de CO<sub>2</sub> ont, en effet, été plus élevés lorsque la régie de fertilisation était aux 4 semaines plutôt qu'aux 2 semaines, en accord avec la réponse de l'activité microbienne du sol observée lors de ces deux régies. Ainsi, il est possible de conclure que sous une régie de fertilisation aux 4 semaines, les microorganismes du sol sont plus efficaces à utiliser les apports d'amendement au sol.



### 5.8 Effet du biochar sur la fréquence de mycorhization

Dans l'ensemble, l'ajout de biochar aux substrats biologiques n'a pas eu d'influence significative sur la fréquence d'observation de mycorhizes au niveau racinaire (Tableau 15). L'expérience s'est toutefois réalisée qu'à une seule reprise à la toute fin de la culture, alors que les plants avaient tous été coupés pour ne laisser dans le sol que les mottes de racines qui ont été prélevées aux fins de l'expérience. Par ailleurs, malgré l'absence de différence significative, les substrats amendés en biochar ont présenté une fréquence moyenne d'observation (28%) légèrement plus importante que les substrats non amendés (22%). De ce fait, le biochar pourrait favoriser la colonisation des racines par les mycorhizes. Cette réponse positive de la colonisation des racines par les mycorhizes par l'ajout de biochar au sol est appuyée par certaines études (Thies et Rillig, 2009). Warnock et al. (2007) ont suggéré quatre mécanismes pouvant expliquer l'influence qu'a le biochar sur l'abondance et le fonctionnement des mycorhizes dans le sol: 1) la modification des propriétés physico-chimiques du sol occasionnant des changements dans la disponibilité des nutriments dans le sol; 2) l'existence d'effets indirects sur les mycorhizes par l'intermédiaire d'effets sur les autres microorganismes du sol; 3) l'interférence dans le signal plante–champignon; et 4) le biochar sert de refuge pour les champignons ou bactéries du sol.

D'autre part, le type de substrats semble avoir un impact sur l'association mycorhizienne puisque les différents types de substrats biologiques ne présentaient pas la même réponse à la colonisation des racines par les mycorhizes (Tableau 15). En effet, les différentes espèces de mycorhizes à arbuscule (AMF) peuvent affecter différemment une même espèce de plante, ce qui pourrait expliquer la différence de réponse observée entre les substrats. Étonnamment, la fréquence d'observation était nulle dans le sol sableux tandis que le loam sablonneux a obtenu la fréquence d'observation totale la plus élevée. Les autres types de substrats ont montré des fréquences intermédiaires. Il s'avère judicieux de mentionner que le loam sablonneux

présentait également une croissance des plants (Tableau 20) et un rendement en fruits (Figure 7) importants comparativement aux autres substrats. Or, la présence de mycorhizes favoriserait, dans ce substrat, la consommation des éléments nutritifs, contribuant ainsi à une bonne croissance de la plante et à un rendement total qui se démarquent. Cavagnaro et al. (2012) ont avancé que la formation des AMF augmente significativement la croissance des plantes et l'acquisition des nutriments par celles-ci. De plus, les substrats contenant de la tourbe présentaient des fréquences d'observation plus faibles pouvant s'expliquer par le fait que les mycorhizes ne sont pas naturellement présentes dans la tourbe. Certains substrats comme le mélange de sciure, tourbe et compost ainsi que le loam sablonneux ont eu un impact sur la fréquence d'observation de mycorhizes lorsqu'amendés avec du biochar (Tableau 15). Cette diminution dans l'abondance des mycorhizes (AMF) suite à l'addition de biochar au sol est observée dans quelques études (Lehmann et al., 2011). Les raisons de cette diminution dans les symbioses mycorhiziennes, rapportées dans l'article synthèse de Lehmann et al. (2011), sont que le biochar permet une augmentation dans la disponibilité des nutriments et de l'eau à la plante donc la symbiose n'est pas utile, des changements dans les conditions du sol telle une modification du pH ou du contenu minéral du sol pouvant être défavorable à l'implantation du champignon et l'adsorption de composés de carbone organique ou nutriments à la surface du biochar influençant ainsi leur disponibilité pour les microorganismes.

Globalement, la fréquence moyenne totale d'observation de mycorhizes sur les racines était faible. Cette faible colonisation des racines peut s'expliquer en partie par la forte concentration en phosphore dans les substrats tel que constatée dans les analyses de sol (Tableau 4). En effet, malgré la présence de biochar dans le sol, la colonisation des racines par les mycorhizes a été réduite par un apport en fertilisant possédant un fort contenu en phosphore (Lehmann et al., 2011). Watts-Williams et Cavagnaro (2012) ont rapporté que la colonisation des racines par les mycorhizes est significativement plus faible sous de fortes concentrations en P dans le sol et qu'il est important de prendre en compte l'impact du phosphore dans le rôle des mycorhizes pour l'acquisition du  $Zn^{2+}$  ou tout autre élément minéral d'intérêt pour les plantes. De

plus, il est souvent mentionné que les AMF sont particulièrement bénéfiques en termes de consommation de P quand celui-ci est en faibles concentrations dans le sol et ces bénéfices s'étendent aussi aux autres nutriments (Watts-Williams et Cavagnaro, 2014). Tout compte fait, la réponse dans la fréquence d'observation des mycorhizes a été grandement variable d'un substrat à l'autre de même qu'en présence ou non de biochar dans la présente étude. Il s'avère donc difficile de tirer des conclusions convaincantes en raison de cette variabilité.

## 5.9 Effet du biochar sur les émissions de gaz à effet de serre

### *5.9.1 Dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>)*

Dans l'ensemble, les flux de CO<sub>2</sub> émis à la surface du sol ont présenté de fortes valeurs comparativement à ce qui est rapporté dans la littérature. Généralement, les flux de CO<sub>2</sub> provenant des sols agricoles minéraux sont inférieurs à 0,1 mg m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup> (Rochette et Gregorich, 1998). Compte tenu de la proportion élevée de matière organique dans les substrats biologiques, il convient d'obtenir des flux de CO<sub>2</sub> supérieurs à ceux rencontrés dans la plupart des sols agricoles. D'autre part, les valeurs de flux de CO<sub>2</sub> observées au mois d'août 2013 et de novembre 2013 (Tableau 17) étaient similaires laissant envisager que la régie de fertilisation, qui différait entre ces deux périodes de mesures (4 versus 2 semaines, respectivement) ne semble pas avoir d'impact important sur les émissions de CO<sub>2</sub>. Les flux de CO<sub>2</sub> émis après la fertilisation des substrats ont été généralement plus élevés qu'avant celle-ci (Tableau 17), parce que l'ajout de matière organique a possiblement augmenté l'activité microbienne laquelle favorise la minéralisation des fractions carbonées (Ameloot et al., 2013), générant ainsi plus d'émissions de CO<sub>2</sub> à la surface du sol.

En août 2013, une réduction significative du flux de CO<sub>2</sub> de 25 % fut observée pour les sols amendés en biochar (Tableau 17). Cette réduction des émissions de CO<sub>2</sub> en

présence de biochar est supportée par la littérature (Sohi et al., 2009). En effet, l'une des qualités attrayantes du biochar est son pouvoir de séquestrer le carbone dans le sol et ainsi en diminuer les émissions excessives de dioxyde de carbone. Lorenz et Lal (2014) ont rapporté eux aussi une réduction des émissions de CO<sub>2</sub> par la séquestration du carbone dans le sol. Les auteurs ont également affirmé que sur le long terme, le biochar appliqué plus en surface serait distribué dans les couches plus profondes du sol contribuant à réduire les émissions de gaz à effet de serre (notamment le CO<sub>2</sub>). Ouyang et al. (2014) ont rapporté que l'ajout du biochar au sol permet une meilleure minéralisation du carbone en stimulant à court terme l'activité enzymatique dans le sol, mais que l'ajout du biochar au sol peut également résulter à plus long terme d'une séquestration du C permettant de réduire les émissions de CO<sub>2</sub>.

En novembre 2013, une augmentation significative des flux de CO<sub>2</sub> a été constatée dans les substrats amendés en biochar, contrairement à ce qui fut observé en août 2013 (Tableau 17). Certes, une telle augmentation va à l'encontre de ce qui est attendu suite à l'ajout du biochar au sol. Toutefois, d'un point de vue biologique, l'augmentation des flux de CO<sub>2</sub> par l'ajout de biochar au sol est favorable en ce sens qu'il améliore l'activité microbienne du sol et par conséquent engendre une respiration plus accrue du sol. Case et al. (2012) ont rapporté que les émissions de CO<sub>2</sub> ont légèrement été augmentées ou non affectées par la présence de biochar. Sigua et al. (2014) ont suggéré que le taux de CO<sub>2</sub> produit par la minéralisation dans le temps varie significativement en fonction du type de sol dans lequel le biochar est ajouté, la taille des particules du biochar et les interactions entre les sources de biochar et/ou les formes. Cela dit, les flux de CO<sub>2</sub> peuvent présenter des fluctuations dans le temps en fonction de plusieurs facteurs intrinsèques au biochar et selon le type de sol dans lequel il est incorporé. Il est important de mentionner que la respiration racinaire contribue, elle aussi, au flux respiratoire mesuré. Somme toute, les variations dans les réponses des flux de CO<sub>2</sub> dues à la présence de biochar ont engendré une difficulté à tirer des conclusions définitives de l'effet du biochar sur les émissions de CO<sub>2</sub> à la surface du sol en tant que gaz à effet de serre. Néanmoins, une réduction des émissions de CO<sub>2</sub> fut observée au mois d'août 2013, alors que le traitement de

fertilisation aux 4 semaines prenait fin, suggérant qu'une telle régie constitue une excellente option pour diminuer l'empreinte environnementale de ce système de culture.

### 5.9.2 Oxyde nitreux ( $N_2O$ )

Les valeurs de flux de  $N_2O$  observées au cours de cette étude ont été plus élevées que celles rencontrées dans la littérature. En effet, bien qu'évalués à partir de la même méthode de mesure, les flux de  $N_2O$  émis à la surface des sols agricoles ne dépassent généralement pas le cap du  $1 \text{ mg m}^{-2} \text{ h}^{-1}$  (Rochette et al., 2010). Or, les flux de  $N_2O$  émis par les substrats biologiques ont été élevés, voire même supérieurs à  $2 \text{ mg m}^{-2} \text{ h}^{-1}$  au mois de novembre 2013 (Tableau 18). La forte quantité de matière organique dans ces substrats explique clairement la hausse des flux de  $N_2O$ . D'ailleurs, les émissions de  $N_2O$  entre les mois d'août 2013 et novembre 2013 ont été très différentes en faveur de flux plus prononcés en novembre 2013. Cette hausse des émissions en novembre peut s'expliquer par une fréquence de fertilisation plus rapprochée aux 2 semaines contribuant à alimenter les microorganismes du sol. La même logique s'applique pour les émissions de  $N_2O$  supérieures après la fertilisation des substrats pour les deux mois de mesure (Tableau 18). En effet, l'amendement en fertilisants riches en azote (farines de plumes, de crevettes et d'algues marines) favorise la nitrification dans le sol par la disponibilité rapide de l'azote provenant de ces produits fertilisants (Weill et Duval, 2009b). Les analyses de sol ont présenté de fortes concentrations en nitrates et en ammonium de manière générale (Tableau 4). Lors des derniers mois de culture (fertilisation aux 2 semaines), la concentration en nitrates a été plus élevée que celle en ammonium en comparaison avec les premiers mois de culture suggérant que les microorganismes ont utilisé le  $NH_4^+$  pour la nitrification engendrant des concentrations plus élevées en  $NO_3^-$  dans le sol (Prendergast-Miller al., 2013). Par ailleurs, cette nitrification engendre une production plus importante de  $N_2O$  à la surface du sol.

En août 2013, aucune différence significative n'a été constatée entre les substrats amendés et non amendés en biochar pour les flux de  $N_2O$  (Tableau 18). Essentiellement, les flux ont été similaires d'un traitement à l'autre suggérant que l'addition de biochar aux substrats biologiques pour le mois d'août 2013 n'a pas eu d'impact sur les émissions de  $N_2O$ . Toutefois, plusieurs études avancent que l'ajout de biochar au sol favorise une réduction des émissions de  $N_2O$  (Case et al., 2012; Harter et al., 2014). Case et al. (2012) ont suggéré que l'immobilisation physique ou microbienne du  $NO_3^-$  dans le sol peut contribuer à la suppression des émissions de  $N_2O$  dans le sol. D'autre part, Harter et al. (2014) ont rapporté une augmentation du nombre de copies du gène codant pour la  $N_2O$ -réductase dans les sols amendés en biochar, suggérant ainsi que la réduction des émissions de  $N_2O$  peut être expliquée par le mécanisme de réduction du  $N_2O$  en  $N_2$ .

En novembre 2013, une augmentation des flux de  $N_2O$  a été constatée dans les substrats amendés en biochar sans toutefois être significative (Tableau 18). Autrement dit, l'ajout de biochar au sol n'a pas favorisé la réduction des émissions de  $N_2O$  à la surface du sol. Cette hausse d'émissions de  $N_2O$  s'explique possiblement par le fait qu'en présence de biochar, le carbone n'est possiblement pas suffisamment disponible aux microorganismes, occasionnant du coup une dénitrification incomplète ou inefficace dans le sol, ce qui favorise les émissions de  $N_2O$  au détriment de la transformation en  $N_2$ . Rochette et al. (2010) ont indiqué que le taux d'humidité et l'aération du sol ainsi que la biodisponibilité du carbone sont parmi les facteurs qui influencent les émissions de  $N_2O$ . D'autre part, Saarnio et al. (2013) ont suggéré que le biochar affecte indirectement les émissions de  $N_2O$  en maintenant un taux d'humidité dans le sol plus élevé (conditions propices à la dénitrification amenant une hausse des émissions de  $N_2O$ ) et une meilleure consommation de N par la plante (diminution des émissions de  $N_2O$  en raison d'une plus faible concentration en N dans le sol). En effet, les flux de  $N_2O$  sont augmentés sous conditions humides ainsi que lorsqu'il y a diminution de la consommation d'azote par la plante. Somme toute, compte tenu du faible nombre de répétitions (mesures effectuées à deux reprises seulement aux mois d'août et novembre 2013), il aurait été intéressant

d'entreprendre plus de mesures des émissions de gaz à effet de serre sur toute la durée de la culture afin de tirer de meilleures conclusions.

#### 5.10 Effet du biochar sur la croissance des plants

Dans l'ensemble, la croissance a suivi une évolution stable au cours du temps (Annexe 1; Figure A.6) avec une hausse vers les derniers mois de culture alors que la fertilisation s'établissait aux 2 semaines. Cette hausse de croissance a été en accord avec un apport plus fréquent d'amendements fertilisants aux substrats qui a engendré une réserve minérale un peu plus importante lors des derniers mois de culture selon les analyses de sol et une meilleure disponibilité des nutriments à la plante. En effet, l'apport de fertilisants au sol a activé les microorganismes qui ont minéralisé la matière organique et ont ainsi offert à la culture les nutriments nécessaires à sa croissance. Par contre, la différence de croissance entre les deux régions de fertilisation n'a pas été assez marquée pour affirmer que l'une ou l'autre des régions de culture ait été plus favorable à la croissance des plants. D'autre part, la biomasse sèche produite (feuilles, fruits et tige) a été supérieure lors des dernières semaines de culture (août à octobre 2013) indiquant une bonne évolution de la culture et une vigueur des plants bien que la surface foliaire produite ait été plus faible en raison des conditions lumineuses plus faibles à l'automne qu'en été (Annexe 1; Tableau A.7). De plus, l'amendement en biochar a eu un impact positif sur la biomasse sèche en fruits produite durant la seconde moitié de culture (août à octobre 2013).

L'ajout de biochar aux substrats biologiques n'a pas eu d'impact significatif sur la croissance des plants tout au long des 24 semaines de production (Tableau 19). Cependant, pour les derniers mois de culture (août à octobre 2013), l'ajout de biochar au loam sablonneux et à la terre noire s'est traduit par une augmentation significative de la croissance hebdomadaire de la tige (Tableau 20). Ces deux substrats ont présenté les meilleures valeurs de croissance hebdomadaire comparativement aux

autres substrats. D'une part, l'accumulation de matière organique dans ces substrats a favorisé de prime abord les propriétés physico-chimiques du sol et a amélioré l'activité biologique résultant à une meilleure disponibilité des éléments nutritifs pour la plante. De plus, la terre noire a présenté une fréquence d'observation des mycorhizes de 67% en présence de biochar tandis que le loam sablonneux a présenté la fréquence moyenne d'observation de mycorhizes la plus élevée dont 33% pour le substrat amendé en biochar (Tableau 15). La présence de mycorhizes a favorisé la captation des nutriments par les racines et ainsi une meilleure croissance des plants. D'autre part, l'ajout de biochar à ces substrats a favorisé une meilleure croissance des plants comme l'ont soulevé certaines études (Fox et al., 2014, Butnan et al., 2015, Noguera et al., 2010, Albuquerque et al., 2014). En effet, le biochar peut avoir des effets physiques directs et indirects sur la croissance des plants en contribuant à une pénétration des racines plus en profondeur et à une meilleure disponibilité de l'eau et de l'air dans la zone racinaire (Downie et al., 2009). D'ailleurs, l'ajout de biochar a affecté les caractéristiques physiques du sol en influençant la réponse du sol à l'eau, à l'agrégation et aux réactions dynamiques du sol ainsi que la perméabilité aussi bien que la capacité à retenir les cations sans compter ses effets indirects sur les propriétés biologiques et chimiques dans le sol (Lehmann et Joseph, 2009). De plus, le biochar a pu directement affecter la performance des plantes en constituant une source directe de nutriments et a également pu avoir un impact sur la disponibilité des éléments nutritifs dans le sol (Prendergast-Miller et al., 2013). Fox et al. (2014) ont constaté que l'ajout de biochar au sol sur une courte période a eu un impact significatif sur la croissance des plantes fourragères en pots. Les auteurs ont avancé que les rhizobactéries ont été plus abondantes dans les sols amendés avec du biochar et que la diversité rhizosphérique évaluée par analyse génétique a révélé une grande diversité de bactéries capables de minéraliser les groupements sulfonates et phosphonates favorables à la plante. Prendergast-Miller et al. (2013) ont observé que les plantes cultivées dans des substrats amendés en biochar présentaient une zone rhizosphérique plus large contribuant à une meilleure consommation des nutriments par les racines. Par ailleurs, en diminuant la masse volumique apparente et en augmentant la rétention en eau du sol, l'ajout de biochar à un loam sablonneux pauvre en carbone



organique a eu un impact positif sur la croissance des plants et l'économie en eau (Alburquerque et al., 2014). Butnan et al. (2015) ont avancé que pour deux cultures consécutives, l'ajout de biochar au sol a diminué la croissance des plants de maïs dans un loam sablonneux lors de la première culture tandis que pour la seconde culture, la croissance fut significativement augmentée autant dans un loam sablonneux qu'un loam argileux en présence de biochar. Ainsi, il est possible d'observer des effets sur la croissance à plus long terme dans les substrats amendés en biochar grâce, entre autres, à sa capacité de rétention en eau et en nutriments. Noguera et al. (2010) ont rapporté que l'effet du biochar et des vers de terre sur la croissance du riz dépend en bonne partie du type de sol et qu'avec la présence de vers de terre, l'effet est plutôt additif et non synergique. Les auteurs ont stipulé que le biochar et les vers de terre influençaient la disponibilité des nutriments en augmentant d'une part la minéralisation et d'autre part la rétention en nutriments dans le sol par divers mécanismes.

#### 5.11 Effet du biochar sur le rendement en fruits

Essentiellement, le rendement hebdomadaire en fruits pour les 24 semaines de culture fut en moyenne de  $1,23 \text{ kg m}^{-2}$ , ce qui se situe dans les valeurs de référence ( $\sim 1 \text{ kg m}^{-2}$  pour les mois d'été) pour une culture biologique de tomates de serre (Weill et Duval, 2009a). Malgré l'absence d'une différence significative dans le rendement hebdomadaire entre les substrats amendés et non amendés en biochar (Tableau 21), les premiers mois de culture correspondant à la régie de fertilisation aux 4 semaines, ont présenté un rendement hebdomadaire plus élevé que lors des derniers mois de culture alors que la fertilisation s'établissait aux 2 semaines. Cette observation s'explique probablement par le fait que les premiers mois de culture correspondaient aux mois d'été qui sont les plus productifs compte tenu des conditions environnementales plus favorables telle la luminosité naturelle qui est de plus longue durée pendant les mois d'été (Weill et Duval, 2009a). Toutefois, le rendement total n'a pas suffisamment différé d'une régie de fertilisation à l'autre pour être en mesure

d'en tirer des conclusions (Tableau 22). À l'instar du rendement hebdomadaire, l'ajout de biochar aux six substrats biologiques n'a eu aucun impact significatif sur le rendement total, lequel fut légèrement inférieur à  $30 \text{ kg m}^{-2}$ , une valeur amplement dans les normes pour une culture biologique de tomates sous serre ( $20 \text{ kg m}^{-2}$  pour un cycle de production; Weill et Duval, 2009a).

Par ailleurs, le type de substrat a eu un impact significatif sur le rendement total en fruits. En effet, le rendement total pour la terre noire et le mélange de bran de scie, tourbe et compost a été le plus faible comparativement au loam sablonneux qui a présenté le meilleur rendement total (Figure 7). Contrairement aux résultats de Gravel et al. (2011b) qui ont montré un meilleur rendement total pour la terre noire dans les mêmes substrats, la présente étude favorise le loam sablonneux au détriment de la terre noire en matière de rendement total. De plus, le rendement total obtenu dans ce projet de  $30 \text{ kg m}^{-2}$  (culture de 7 mois) se compare au rendement total obtenu par Gravel et al. (2011a) pour une culture biologique de tomate de serre de  $50 \text{ kg m}^{-2}$  (culture de 12 mois). Toutefois, la disparité peut s'expliquer par la durée de la culture qui n'a pas été la même ainsi que par l'utilisation de différents cultivars pour les deux études. De plus, les régies de fertilisation et les conditions de culture étaient différentes d'une étude à l'autre.

D'autre part, le rendement cumulatif (Figure 8) a présenté une réponse temporelle progressive sans que l'amendement en biochar ait eu un impact significatif sur le rendement. Plusieurs études ont indiqué que l'ajout de biochar au sol améliore le rendement des cultures par divers mécanismes (Lorenz et Lal, 2014; Martisen et al., 2014; Karer et al., 2013; Akhtar et al., 2014). Ainsi, le chaulage, l'agrégation et l'humidification du sol par l'ajout de biochar ont amélioré la productivité des cultures (Lorenz et Lal, 2014). Martisen et al. (2014) ont aussi observé que l'ajout de biochar à des sols sableux, loam et loam sablonneux a favorisé le rendement de la culture de maïs. Les auteurs ont rapporté qu'une addition de 10 % de biochar a augmenté significativement la CEC et le pH, la saturation en bases et a augmenté l'eau

disponible à la plante tout en diminuant la disponibilité de l' $\text{Al}^{3+}$  favorisant ainsi un meilleur rendement de la culture. De plus, Akhtar et al. (2014) ont montré que l'ajout de biochar au sol a augmenté l'humidité du sol sous un régime de déficit d'irrigation et d'irrigation partielle qui a engendré une amélioration dans la physiologie, le rendement et la qualité des fruits comparativement aux sols non amendés. Karer et al. (2013) ont noté quant à eux un effet positif du biochar sur la rétention en eau dans le sol et le rendement en orge dans un sol fertilisé en azote comparativement au même sol non amendé en biochar. Ces mêmes auteurs ont également rapporté que les rendements en maïs et en blé ont diminué en présence de biochar pour un autre type de sol testé avec le taux en biochar le plus élevé. Kloss et al. (2014) ont montré qu'en dépit de l'amélioration du statut nutritif du sol, les rendements de la première culture (moutarde) et de la seconde culture (orge) ont diminué en présence de biochar. Les auteurs ont affirmé que la réduction du rendement était liée à une diminution de la disponibilité de certains oligo-éléments ( $\text{Cu}^{2+}$ ,  $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Mn}^{2+}$  et  $\text{Zn}^{2+}$ ). Tout compte fait, la réponse du rendement d'une culture à l'ajout de biochar varie fortement selon divers facteurs tels le type de sol, les propriétés du biochar et son taux d'application au sol ainsi que l'apport ou non de fertilisants à la culture.

De plus, l'amendement en biochar des substrats biologiques a réduit significativement de 20 % l'incidence de microfendillement sur les fruits au cours de cette étude. Cette réduction peut s'expliquer par la forte concentration en calcium dans le sol (Tableau 4). En effet, les valeurs ont été au-delà des valeurs recommandées pour la tomate de serre (Voogt et al., 2010). Les concentrations en calcium disponibles à la plante dans la solution du sol ont également été assez élevées pouvant expliquer la diminution de microfendillements sur les fruits. Il a été rapporté par Dorais et al. (2004) que l'incidence de microfendillements sur les fruits peut être influencée par divers facteurs, dont les conditions climatiques (lumière, température, humidité relative,  $\text{CO}_2$ ) et la régie de culture (irrigation, nutrition minérale, CE). De plus, une forte consommation d'eau par les racines peut augmenter la pression de turgescence et occasionner des microfendillements sur les fruits. Les minéraux quant à eux sont associés à la stabilité, l'élasticité et la flexibilité de la membrane cellulaire et sont

importants dans la prévention des microfendillements sur les fruits. Le calcium est d'ailleurs très important dans l'incidence de ce désordre physiologique. En effet, l'augmentation du  $\text{Ca}^{2+}$  dans la solution nutritive réduit de 5 % l'incidence de microfendillements pour les tomates de serre (Dorais et al., 2004). La tendance de réduction de l'incidence de microfendillements a également été remarquée durant les derniers mois de culture alors que la fertilisation s'effectuait aux 2 semaines (Annexe 1; Tableau A.9). Un apport plus soutenu en matière organique semble avoir favorisé la qualité des fruits dans les substrats amendés en biochar. Cette observation peut s'expliquer par une meilleure activité biologique du sol en présence de biochar permettant d'améliorer la minéralisation de la matière organique apportée au sol contribuant à rendre disponible plus d'éléments nutritifs à la plante pour en faire bénéficier la qualité des fruits. De plus, la conductivité électrique de la solution du sol pour les substrats amendés en biochar a été plus élevée lors des derniers mois de culture (Tableau 9) pouvant expliquer en partie la réduction de l'incidence de microfendillements puisqu'il est rapporté qu'une CE plus élevée diminue les risques de ce désordre physiologique (Dorais et al., 2004).

### 5.12 Bilan sur la régie de fertilisation

Les résultats des deux régies de fertilisation étant comparables, on peut affirmer que la régie aux 4 semaines a permis de réduire les amendements apportés au sol sans toutefois en diminuer les concentrations minérales du sol, l'activité biologique et la qualité générale du sol et a contribué à réduire les coûts relatifs à la culture. D'un autre côté, dans le contexte de la présente étude, les régies n'ont pas été testées comme un facteur, mais plutôt comme une modification temporelle dans les conditions de culture. Cela dit, la régie de fertilisation aux 4 semaines a eu lieu de mai à juillet 2013, alors que les plants sont dans les mois les plus productifs d'été tandis que la régie aux 2 semaines a eu lieu d'août à octobre 2013 alors que les plants offrent une récolte généralement plus stable (Weill et Duval, 2009a). Il demeure néanmoins difficile de tirer une conclusion ferme sur la meilleure régie de

fertilisation pour cette culture de tomate sous serre puisque la fertilisation était appliquée uniformément à toutes les unités expérimentales ce qui a engendré un effet résiduel de la première régie (mai à juillet) sur la seconde régie de fertilisation (août à octobre).

Dans une perspective de développement durable, il convient néanmoins de mentionner qu'une réduction des coûts monétaires et environnementaux engendrés par l'entretien de la culture se révèle être une option intéressante. En effet, si les deux régies présentent des résultats équivalents, il s'avère judicieux d'opter pour une régie de culture qui permet de diminuer les apports amenés aux sols. De plus, l'une des grandes problématiques en production intensive sous serre est l'apport de fortes quantités d'amendement et de compost au sol afin de répondre aux besoins de la culture tandis que les taux de minéralisation sont plutôt lents (Turcotte, 2009). Ce phénomène engendre donc une accumulation de matière organique qui génère ainsi des surplus d'éléments nutritifs menant à un déséquilibre nutritif. De plus, on constate souvent que l'application en fertilisants est le double de la demande de la culture (Dorais et Schwarz, 2015; Voogt et al., 2010). En effet, les ratios en N, P et K observés (42:11:47) sont fréquemment débalancés en comparaison avec les demandes de la culture (37:6:57). Ce genre de situation entraîne des déséquilibres nutritifs non souhaitables. Ce déséquilibre se traduit ensuite par la perte de minéraux par lessivage dont les nitrates et le phosphore qui polluent les nappes phréatiques. Dans cette optique, la régie aux 4 semaines a bien répondu aux défis environnementaux et économiques d'une culture durable en gardant toutefois à l'esprit qu'il est parfois nécessaire de combler certains besoins immédiats de la culture (carences, maladies, parasites, désordres physiologiques, etc.).



## 6. CONCLUSION

Somme toute, l'amendement en biochar des substrats biologiques de la présente étude a amélioré la rétention en nutriments dans le sol en augmentant la réserve minérale du sol et en réduisant les pertes de nutriments, dont une réduction significative de 30 % des pertes en nitrates du sol. De plus, l'ajout de 10 % (v/v) de biochar a stimulé significativement l'activité microbienne des substrats, mais n'a pas influencé la respiration du sol ni la colonisation des racines par les mycorhizes. D'autre part, la présence de biochar dans les substrats biologiques a eu un impact négatif sur la population de vers de terre. L'incorporation de 10 % (v/v) de biochar aux substrats biologiques a permis de réduire les émissions de CO<sub>2</sub>, mais n'a pas influencé celles de N<sub>2</sub>O à la surface du sol. Finalement, l'amendement en biochar a eu peu d'effet sur la croissance des plants de tomate et aucun effet sur le rendement en fruits, mais à tout de moins réduit significativement l'incidence de microfendillements sur les fruits engendrant une meilleure qualité des fruits. Par ailleurs, étant donné que les résultats ont été similaires pour les deux régies de fertilisation, la régie aux 4 semaines semble bien répondre bien aux défis environnementaux et économiques d'une culture durable.

Il s'avère important de mentionner que les effets du biochar sur les sols et la productivité des cultures ne peuvent être généralisés puisqu'ils sont spécifiques au type de biochar utilisé, à la culture et au type de sol amendé. En effet, bien que le biochar ait présenté plusieurs avantages à son potentiel comme amendement au sol, ses propriétés varient beaucoup selon ses conditions de fabrication lui procurant des propriétés bien spécifiques. Pour le moment, il n'est pas possible de standardiser le biochar comme un produit utilisable à des fins d'amendement. Économiquement et d'un point de vue environnemental, le biochar s'avère un bon produit de remplacement de la tourbe et même de la perlite dans les substrats horticoles. Il faut néanmoins être en mesure de bien caractériser le biochar à utiliser. Les résultats de ce projet proposent donc une alternative aux producteurs biologiques en sol afin de se conformer aux normes environnementales concernant les limites maximales de

certaines nutriments lessivés tels le phosphore et les nitrates sans toutefois avoir un impact négatif sur la productivité des cultures. Cette étude présente ainsi un moyen de limiter les apports en fertilisants tout en comblant les besoins de la plante. De plus, le biochar a permis une meilleure disponibilité et utilisation des éléments nutritifs par la culture. Ce projet a permis de constater qu'à moyen et long terme, l'ajout de biochar aux substrats biologiques a contribué à améliorer la qualité des sols par une plus grande activité biologique et biodiversité résultant en une amélioration des propriétés physico-chimiques des sols.



## 7. BIBLIOGRAPHIE

**Adam**, G., et Duncan, H. (2001). Development of a sensitive and rapid method for the measurement of total microbial activity using fluorescein diacetate (FDA) in a range of soils. *Soil Biology and Biochemistry*, **33**: 943-951.

**Akhtar**, S. S., Li, G., Andersen, M. N., et Liu, F. (2014). Biochar enhances yield and quality of tomato under reduced irrigation. *Agricultural Water Management*. **138**: 37-44.

**Alburquerque**, J. A., Calero, J. M., Barrón, V., Torrent, J., del Campillo, M. C., Gallardo, A., et Villar, R. (2014). Effects of biochars produced from different feedstocks on soil properties and sunflower growth. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 16-25.

**Alling**, V., Hale, S. E., Martinsen, V., Mulder, J., Smebye, A., Breedveld, G. D., et Cornelissen, G. (2014). The role of biochar in retaining nutrients in amended tropical soils. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 671-680.

**Ameloot**, N., Graber, E. R., Verheijen, F. G., et De Neve, S. (2013). Interactions between biochar stability and soil organisms: review and research needs. *European Journal of Soil Science*. **64**: 379-390.

**Anders**, E., Watzinger, A., Rempt, F., Kitzler, B., Wimmer, B., Zehetner, F., Stahr K, Zechmeister-Boltenstern, S et Soja, G. (2013). Biochar affects the structure rather than the total biomass of microbial communities in temperate soils. *Agricultural and Food Science*. **22**: 404-423.

**Anderson**, C. R., Condon, L. M., Clough, T. J., Fiers, M., Stewart, A., Hill, R. A. et Sherlock, R., R. (2011). Biochar induced soil microbial community change: Implications for biogeochemical cycling of carbon, nitrogen and phosphorus. *Pedobiologia*. **54**: 309-320.

**Angin**, D., et Şensöz, S. (2014). Effect of pyrolysis temperature on chemical and surface properties of biochar of rapeseed (*Brassica napus* L.). *International Journal of Phytoremediation*. **16**: 684-693.

**Angst**, T. E., Patterson, C. J., Reay, D. S., Anderson, P., Peshkur, T. A., et Sohi, S. P. (2013). Biochar diminishes nitrous oxide and nitrate leaching from diverse nutrient sources. *Journal of Environmental Quality*. **42**: 672-682.

**Atland**, J. E. et Locke, J. C. (2012). Biochar affects macronutrient leaching from a soilless substrate. *Hortscience* **47**: 1136-1140.

**Bamminger**, C., Marschner, B., et Juschke, E. (2014). An incubation study on the stability and biological effects of pyrogenic and hydrothermal biochar in two soils. *European Journal of Soil Science*. **65**: 72-82.

**Bargmann**, I., Rillig, M. C., Kruse, A., Greef, J. M., et Kücke, M. (2014). Effects of hydrochar application on the dynamics of soluble nitrogen in soils and on plant availability. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 48-58.

**Bornemann**, L. C., Kookana, R. S. et Welp, G. (2007). Differential sorption behaviour of aromatic hydrocarbons on charcoals prepared at different temperatures from grass and wood. *Chemosphere*. **67**: 1033-1042.

**Bridgwater**, A. V., Meier, D., et Radlein, D. (1999). An overview of fast pyrolysis of biomass. *Organic Geochemistry*, **30**: 1479-1493.

**Butnan**, S., Deenik, J. L., Toomsan, B., Antal, M. J., et Vityakon, P. (2015). Biochar characteristics and application rates affecting corn growth and properties of soils contrasting in texture and mineralogy. *Geoderma*. **237-238**: 105-116.

**Case**, S. D., McNamara, N. P., Reay, D. S., et Whitaker, J. (2012). The effect of biochar addition on N<sub>2</sub>O and CO<sub>2</sub> emissions from a sandy loam soil—the role of soil aeration. *Soil Biology and Biochemistry*, **51**: 125-134.

**Castaldi**, S., Riondino, M., Baronti, S., Esposito, F. R., Marzaioli, R., Rutigliano, F. A., Vaccari, F. P. et Miglietta, F. (2011). Impact of biochar application to a Mediterranean wheat crop on soil microbial activity and greenhouse gas fluxes. *Chemosphere* **85**: 1464-1471.

**Cavagnaro**, T. R., Barrios-Masias, F. H., et Jackson, L. E. (2012). Arbuscular mycorrhizas and their role in plant growth, nitrogen interception and soil gas efflux in an organic production system. *Plant and Soil*. **353**: 181-194.

**Cheng**, C.H., Lehmann, J., Thies, J.E., Burton, S.D. et Engelhard, M.H. (2006). Oxidation of black carbon by biotic and abiotic processes. *Organic Geochemistry*. **37**: 1477-1488.

**Clapperton**, J. (1996). National Sampling Protocols. *Agriculture et Agroalimentaire Canada, University of Lethbridge*.

**Conseil des productions végétales du Québec (CPVQ)**. (1990). Légumes de serre: culture sur film nutritif (NFT) sur laine de roche et en milieux tourbeux. *Direction de la coordination scientifique et technique et direction des communications. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec*. ISBN-2-551-12349-6. p.17-24.

**Cox, D.,** Bezdicek, D., et Fauci, M. (2001). Effects of compost, coal ash, and straw amendments on restoring the quality of eroded Palouse soil. *Biology and Fertility of Soils*. **33**: 365-372.

**DeLuca, T. H.,** MacKenzie, M. D., Gundale, M. J., et Holben, W. E. (2006). Wildfire-produced charcoal directly influences nitrogen cycling in ponderosa pine forests. *Soil Science Society of America Journal*. **70**: 448-453.

**DeLuca, T.H.,** MacKenzie, M.D. et Gundale, M.J. (2009). Biochar effects on soil nutrient transformations. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), Biochar for Environmental Management: Science and Technology. *Earthscan, London*. pp. 251-270.

**Dorais, M.,** Demers, D. A., Papadopoulos, A. P., et Van Ieperen, W. (2004). Greenhouse tomato fruit cuticle cracking. *Horticultural Reviews*. **30**: 163-184.

**Dorais, M. et** Dubé, Y. (2011). Managing greenhouse organic wastes: a holistic approach. *Acta Horticulturae (ISHS)*. **893**: 183-197.

**Dorais, M. et** Schwarz, D. (2015). Organic tomato Chapter 11. In: Tomato. Second edition. Crop Production Science in Horticulture Series. *E. Heuvelink Ed. CAB International. Wallingford, Oxon, UK*. (accepted)

**Downie, A.,** Van Zwieten, L., Chan, K.Y., Dougherty, W. et Joseph, S. (2007). Nutrient retention characteristics of agrichar and the agronomic implications. Poster presented at the International Agrichar Initiative Conference, April 2007, Terrigal, NSW, Australia

**Downie, A.,** Crosky, A. et Munroe, P. (2009). Chapter 2. Physical properties of biochar. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), Biochar for Environmental Management: Science and Technology. *Earthscan, London*. pp. 13-32.

**Dünisch, O.,** Lima, V. C., Seehann, G., Donath, J., Montoia, V. R. et Schwarz, T. (2007). Retention properties of wood residues and their potential for soil amelioration. *Wood Science and Technology*. **41**: 169-189.

**Falkowski, P.,** Scholes, R. J., Boyle, E., Canadell, J., Canfield, D., Elser, J., Gruber, N., Hibbard, K., Höglberg, P., Linder, S., MacKenzie, F.T., Moore III, B., Pedersen, T., Rosenthal, Y., Seitzinger, S., Smetacek, V. et Steffen, W. (2000). The global carbon cycle: a test of our knowledge of earth as a system. *Science*. **290**: 291-296.

**Fernández, J. M.,** Nieto, M. A., López-de-Sá, E. G., Gascó, G., Méndez, A. et Plaza, C. (2014). Carbon dioxide emissions from semi-arid soils amended with biochar alone or combined with mineral and organic fertilizers. *Science of The Total Environment*. **482-483**: 1-7.

**Fondation canadienne pour l'innovation.** (2009). Serre haute performance. [En ligne] <http://www.innovation.ca/fr/navigateur/SerreHautePerformance> Page consultée le 10 octobre 2014.

**Fox, A., Kwapinski, W., Griffiths, B. S., et Schmalenberger, A.** (2014). The role of sulfur- and phosphorus-mobilizing bacteria in biochar-induced growth promotion of *Lolium perenne*. *FEMS Microbiology Ecology*. **90**: 78-91.

**Gaskin, J. W., Steiner, C., Harris, K., Das, K. C., et Bibens, B.** (2008). Effect of low-temperature pyrolysis conditions on biochar for agricultural use. *Transactions of ASABE*. **51**: 2061-2069.

**Gaunt, J., et Cowie, A.** (2009). Chapter 18. Biochar, greenhouse gas accounting and emissions trading. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), *Biochar for Environmental Management: Science and Technology*. Earthscan, London. pp. 317-340.

**Gaunt, J. L. et Lehmann, J.** (2008). Energy balance and emissions associated with biochar sequestration and pyrolysis bioenergy production. *Environmental Science & Technology*. **42**: 4152-4158.

**Githinji, L.** (2014). Effect of biochar application rate on soil physical and hydraulic properties of a sandy loam. *Archives of Agronomy and Soil Science*. **60**: 457-470.

**Glaser, B., Lehmann, J., et Zech, W.** (2002). Ameliorating physical and chemical properties of highly weathered soils in the tropics with charcoal: a review. *Biology and Fertility of Soils*. **35**: 219-230.

**Gomez, J. D., Deneff, K., Stewart, C. E., Zheng, J., et Cotrufo, M. F.** (2014). Biochar addition rate influences soil microbial abundance and activity in temperate soils. *European Journal of Soil Science*. **65**: 28-39.

**Graber, E.R., Harel, Y.M., Kolton, M., Cytryn, E., Silber, A., David, D.R., Tsechansky, L., Borenshtein, M. et Elad, Y.** (2010). Biochar impact on development and productivity of pepper and tomato grown in fertigated soilless media. *Plant and Soil*. **337**: 481-496.

**Gravel, V., Ménard, C., et Dorais, M.** (2009). Pythium root rot and growth responses of organically grown geranium plants to beneficial microorganisms. *HortScience*. **44**: 1622-1627.

**Gravel, V., Dorais, M., et Ménard, C.** (2011a). Organic greenhouse tomato production in raised bed containers: A 2-year study. *Acta Horticulturae (ISHS)*. **915**: 69-74.

**Gravel, V., Ménard, C., Dorais, M., et Pepin, S.** (2011b). Greenhouse tomato plant development under organic growing conditions: a case study of six organic soils. *Acta Horticulturae (ISHS)*. **915**: 83-89.

**Gravel, V., Dorais, M., et Ménard, C. (2013).** Biochar used in combination with organic fertilization for potted plants: its effect on growth and pythium colonization. *Canadian Journal of Plant Science*. **93**: 1217-1227.

**Gundale, M. J., et DeLuca, T. H. (2007).** Charcoal effects on soil solution chemistry and growth of *Koeleria macrantha* in the ponderosa pine/Douglas-fir ecosystem. *Biology and Fertility of Soils*. **43**: 303-311.

**Haimi, J., Fritze, H., et Moilanen, P. (2000).** Responses of soil decomposer animals to wood-ash fertilisation and burning in a coniferous forest stand. *Forest Ecology and Management*. **129**: 53-61.

**Hamer, U., Marschner, B., Brodowski, S., et Amelung, W. (2004).** Interactive priming of black carbon and glucose mineralisation. *Organic Geochemistry*. **35**: 823-830.

**Harter, J., Krause, H. M., Schuettler, S., Ruser, R., Fromme, M., Scholten, T., Kappler, A., et Behrens, S. (2014).** Linking N<sub>2</sub>O emissions from biochar-amended soil to the structure and function of the N-cycling microbial community. *The ISME Journal*. **8**: 660-674.

**International biochar initiative. (2011).** Biochar technology. [En ligne] <http://www.biochar-international.org/technology> Page consultée le 6 novembre 2014.

**Karar, J., Wimmer, B., Zehetner, F., Kloss, S., et Soja, G. (2013).** Biochar application to temperate soils: effects on nutrient uptake and crop yield under field conditions. *Agricultural and Food Science*. **22**: 390-403.

**Kim, J.-S., Sparovek, G., Longo, R.M., De Melo, W.J. et Crowley, D. (2007).** Bacterial diversity of terra preta and pristine forest soil from the Western Amazon. *Soil Biology and Biochemistry*. **39**: 684-690.

**Kloss, S., Zehetner, F., Wimmer, B., Buecker, J., Rempt, F., et Soja, G. (2014).** Biochar application to temperate soils: Effects on soil fertility and crop growth under greenhouse conditions. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 3-15.

**Kookana, R. S., Sarmah, A. K., Van Zwieten, L., Krull, E., et Singh, B. (2011).** Chapter 3 – Biochar application to soil: agronomic and environmental benefits and unintended consequences. *Advances in Agronomy*. **112**: 103-143.

**Laird, D., Fleming, P., Wang, B., Horton, R. et Karlen, D. (2010).** Biochar impact on nutrient leaching from a Midwestern agricultural soil. *Geoderma*. **158**: 436-442.

**Lal, R. (2004).** Soil carbon sequestration to mitigate climate change. *Geoderma*. **123**: 1-22.

**Lambert**, L., Turcotte, G., Painchaud, J., et Lapalme, J. (2003). Méthodologie pour la prise de données Tom'Pousse. *Réseau d'avertissement phytosanitaires - Tom'Pousse No 1 - Cultures en serre*. pp. 1-6.

**Lebo**, J. A., Huckins, J.N., Petty, J.D., Cranor, W. L. et Ho, K.T. (2003). Comparisons of coarse and fine versions of two carbons for reducing the bioavailabilities of sedimentbound hydrophobic organic contaminants. *Chemosphere*. **50**: 1309–1317.

**Lehmann**, J., Pereira, da Silva, J., Steiner, C., Nehls, T., Zech, W., et Glaser, B. (2003). Nutrient availability and leaching in an archaeological Anthrosol and a Ferralsol of the Central Amazon basin: fertilizer, manure and charcoal amendments. *Plant Soil*. **249**: 343-357.

**Lehmann**, J., Gaunt, J. et Rondon, M. (2006). Bio-char sequestration in terrestrial ecosystems - a review. *Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change*. **11**: 395-419.

**Lehmann**, J. (2007). Bio-energy in the black. *Frontiers in Ecology and the Environment*. **5**: 381-387.

**Lehmann**, J., et Joseph, S. (2009). Biochar for environmental management: science and technology. *Earthscan, London*. pp. 1-405.

**Lehmann**, J., Rillig, M. C., Thies, J., Masiello, C. A., Hockaday, W. C. et Crowley, D. (2011). Biochar effects on soil biota – a review. *Soil Biology and Biochemistry* **43**: 1812-1836.

**Leinweber**, P., et Schulten, H. R. (1999). Advances in analytical pyrolysis of soil organic matter. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. **49**: 359-383.

**Li**, D., Hockaday, W. C., Masiello C. A. et Alvaez, P. J.J. (2011). Earthworm avoidance of biochar can be mitigated by wetting. *Soil Biology and Biochemistry*. **43**: 1732-1737.

**Liang**, B., Lehmann, J., Solomon, D., Kinyangi, J., Grossman, J., O'Neill, B., Skjemstad, J.O., Thies, J., Luizão, F.J., Petersen, J. et Neves, E.G. (2006). Black carbon increases cation exchange capacity in soils. *Soil Science Society of America Journal*. **70**: 1719-1730.

**Liang**, B., Lehmann, J., Solomon, D., Sohi, S., Thies, J. E., Skjemstad, J. O., Luizao, F.J., Engelhard, M.H., Neves, E.G., et Wirick, S. (2008). Stability of biomass-derived black carbon in soils. *Geochimica and Cosmochimica Acta*. **72**: 6069-6078.

**Liang**, B., Lehmann, J., Sohi, S.P., Thies, J.E., O'Neill, B., Trujillo, L., Gaunt, J., Solomon, D., Grossman, J., Neves, E.G. et Luizão, F.J. (2010). Black carbon affects the cycling of non-black carbon in soil. *Organic Geochemistry*. **41**: 206-213.

**LI-COR**, Inc. (2012). Using the LI-6400/ LI-6400 XT: Portable Photosynthesis System, Version 6. Part VII: Accessories; 28 Soil CO<sub>2</sub> Flux Chamber: Using the 6400-09 Soil Chamber. *LI-COR Biosciences, Inc. Lincoln, Nebraska*. pp. 28-50.

**Lima**, H.N., Schaefer, C.E.R., Mello, J.W., Gilkes, R.J. et Ker, J.C. (2002). Pedogenesis and pre-Colombian land use of «Terra Preta Anthrosols («Indian black earth») of Western Amazonia. *Geoderma*. **110**: 1-17.

**Lorenz**, K., et Lal, R. (2014). Biochar application to soil for climate change mitigation by soil organic carbon sequestration. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 651-670.

**Major**, J., Steiner, C., Downie A. et Lehmann, J. (2009). Biochar effects on nutrient leaching Chapter 15. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), *Biochar for Environmental Management: Science and Technology*. *Earthscan, London*. pp. 271-282.

**Marchetti**, R., Castelli, F., Orsi, A., Sghedoni, L. et Bochicchio, D. (2012). Biochar from swine manure solids: influence on carbon sequestration and Olsen phosphorus and mineral nitrogen dynamics in soil with and without digestate incorporation. *Italian Journal of Agronomy*. **7**: 189-195.

**Martinsen**, V., Mulder, J., Shitumbanuma, V., Sparrevik, M., Børresen, T. et Cornelissen, G. (2014). Farmer-led maize biochar trials: Effect on crop yield and soil nutrients under conservation farming. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **177**: 681-695.

**Maynard**, D. G. et Kalra, Y. P. (1993). Chapter 4: Nitrate and exchangeable ammonium nitrogen. *Soil sampling and methods of analysis*. *Canadian Society of Soil Science*. pp. 25-27.

**Mehlich**, A. (1984). Mehlich III soil extractant: A modification of Mehlich II extractant. *Communication in Soil Science and Plant Analysis*. **15**: 1409-1416.

**Mendez**, A., Terradillos, M., et Gascó, G. (2013). Physicochemical and agronomic properties of biochar from sewage sludge pyrolysed at different temperatures. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. **102**: 124-130.

**Mukherjee**, A. et Zimmerman, A. R. (2013). Organic carbon and nutrient release from a range of laboratory-produced biochars and biochar–soil mixtures. *Geoderma*. **193-194**: 122-130.

**Nemati**, M. R., Simard, F., Fortin, J. P. et Beaudoin, J. (2014). Potential Use of Biochar in Growing Media. *Vadose Zone Journal*. pp. 1-8.

**Nichols**, M.A. et Savidov, N.A. (2009). Evaluation of greenhouse substrates containing zeolite. *Acta Horticulturae*. (ISHS) **843**: 297-302.

**Nichols**, M., Savidov, N., et Aschim, K. (2010). Biochar as a hydroponic growing Medium. *Practical hydroponics and greenhouses*. **112**: 39-42.

**Nieminen**, J. K. (2008). Labile carbon alleviates wood ash effects on soil fauna. *Soil Biology and Biochemistry*. **40**: 2908-2910.

**Noguera**, D., Rondón, M., Laossi, K. R., Hoyos, V., Lavelle, P., Cruz de Carvalho, M. H., et Barot, S. (2010). Contrasted effect of biochar and earthworms on rice growth and resource allocation in different soils. *Soil biology and Biochemistry*. **42**: 1017-1027.

**Novak**, J. M., Lima, I., Xing, B., Gaskin, J. W., Steiner, C., Das, K. C., Ahmedna, M., Rehrah, D., Watts, D. W., Busscher, W. J., et Schomberg, H. (2009). Characterization of designer biochar produced at different temperatures and their effects on a loamy sand. *Annals of Environmental Science*. **3**: 195-206.

**Nurhidayati**, Arisoelaningsih, E., Suprayogo, D. et Hairiah, K. (2012). Earthworm population density in sugarcane cropping system applied with various quality of organic matter. *Journal of Tropical Life Science*. **2**: 103-109.

**Ouyang**, L., Tang, Q., Yu, L., et Zhang, R. (2014). Effects of amendment of different biochars on soil enzyme activities related to carbon mineralization. *Soil Research*. **52**: 706-716.

**Pelosi**, C. (2008). Modélisation de la dynamique d'une population de vers de terre *Lumbricus terrestris* au champ. Thèse. *Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech)*. pp. 1-75.

**Pepin**, S., Dorais, M., et Gravel, V. (2011). Rapport final: Réduction des émissions de fertilisants dans l'environnement et accroissement de la vitesse des échanges d'éléments nutritifs par une régie optimale d'irrigation de la tomate de serre biologique. *Université Laval (Faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation)*. pp. 1-32.

**Phillips**, J.M, et D.S. Hayman. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. **55**: 158-161.

**Prendergast-Miller**, M. T., Duvall, M. et Sohi, S. P. (2011). Localisation of nitrate in the rhizosphere of biochar-amended soils. *Soil Biology and Biochemistry*. **43**: 2243-2246.

**Prendergast-Miller**, M. T., Duvall, M., et Sohi, S. P. (2013). Biochar–root interactions are mediated by biochar nutrient content and impacts on soil nutrient availability. *European Journal of Soil Science*. **65**: 173-185.



**Pudasaini**, K., Ashwath, N., Walsh, K. et Bhattarai T. (2012). Biochar improves plant growth and reduces nutrient leaching in red clay loam and sandy loam. *Hydro Nepal: Journal of Water, Energy and Environment*. (Special): 86-90.

**Qian**, T., Zhang, X., Hu, J., et Jiang, H. (2013). Effects of environmental conditions on the release of phosphorus from biochar. *Chemosphere*. **93**: 2069-2075.

**QuickChem method 12-107-06-2-F**. (August 2007). Determination of ammonia (salicylate) in 2 M KCl soil extracts by flow injection analysis (high throughput). *Lachat Instruments, Colorado, USA*.

**QuikChem method 12-107-04-1-B**. (August 2003). Determination of nitrate in 2 M KCl soil extracts by flow injection analysis. *Lachat Instruments, Colorado, USA*.

**Quilliam**, R. S., Marsden, K. A., Gertler, C., Rousk, J., DeLuca, T. H. et Jones, D. L. (2012). Nutrient dynamics, microbial growth and weed emergence in biochar amended soil are influenced by time since application and reapplication rate. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. **158**: 192-199.

**Rillig**, M.C. et Mummey, D.L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*. **171**: 41-53.

**Rochette**, P., et Gregorich, E. G. (1998). Dynamics of soil microbial biomass C, soluble organic C and CO<sub>2</sub> evolution after three years of manure application. *Canadian Journal of Soil Science*. **78**: 283-290.

**Rochette**, P. et Bertrand, N. (2008). Soil-surface gas emissions. In: Soil sampling and methods of analysis (eds M. Carter and E.G. Gregorich). *CRC Press, Boca Raton, FL*. pp. 851-861.

**Rochette**, P., Tremblay, N., Fallon, E., Angers, D. A., Chantigny, M. H., MacDonald, J. D., Bertrand, N., et Parent, L. É. (2010). N<sub>2</sub>O emissions from an irrigated and non-irrigated organic soil in eastern Canada as influenced by N fertilizer addition. *European Journal of Soil Science*. **61**: 186-196.

**Rousk**, J., Baath, E., Brookes, P.C., Lauber, C.L., Lozupone, C., Caporaso, J.G., Knight, R. et Fierer, N. (2010). Soil bacterial and fungal communities across a pH gradient in an arable soil. *International Society for Microbial Ecology*. **4**: 1340-1351.

**Rutigliano**, F. A., Romano, M., Marzaioli, R., Baglivo, I., Baronti, S., Miglietta, F., et Castaldi, S. (2014). Effect of biochar addition on soil microbial community in a wheat crop. *European Journal of Soil Biology*. **60**: 9-15.

**Saarnio**, S., Heimonen, K., et Kettunen, R. (2013). Biochar addition indirectly affects N<sub>2</sub>O emissions via soil moisture and plant N uptake. *Soil Biology and Biochemistry*. **58**: 99-106.

**SAS Institute.** (2011). *SAS 9. 3 Output Delivery System: User's Guide*. SAS institute.

**Schumacher, B. A.** (2002). Methods for the determination of total organic carbon (TOC) in soils and sediments. *Ecological Risk Assessment Support Center (Office of Research and Development)*. pp. 1-23.

**Sigua, G. C., Novak, J. M., Watts, D. W., Cantrell, K. B., Shumaker, P. D., Szögi, A. A., et Johnson, M. G.** (2014). Carbon mineralization in two ultisols amended with different sources and particle sizes of pyrolyzed biochar. *Chemosphere*. **103**: 313-321.

**Smernik, R. J.** (2005). A new way to use solidstate carbon-13 nuclear magnetic resonance spectroscopy to study the sorption of organic compounds to soil organic matter. *Journal of Environmental Quality*. **34**: 1194–1204.

**Sohi, S., Lopez-Capel, E., Krull, E., et Bol, R.** (2009). Biochar, climate change and soil: A review to guide future research. *CSIRO Land and Water Science Report*. **5** (09): 17-31.

**Sohi, S. P., Krull, E., Lopez-Capel, E. et Bol, R..** (2010). A Review of biochar and its use and function in soil. *Advances in Agronomy*. **105**: 47-82.

**Sohi, S. P.** (2012). Carbon storage with benefits. *Science* **338**: 1034-1035.

**Solaiman, Z.M., Blackwell, P., Abbott, L.K. et Storer, P.** (2010). Direct and residual effect of biochar application on mycorrhizal colonization, growth and nutrition of wheat. *Australian Journal of Soil Research*. **48**: 546-554.

**Sonneveld, C. et Voogt, W.** (2009). Plant Nutrition of Greenhouse Crops. *Springer Science and Business Media B.V.* DOI 10.1007/978-90-481-2532-6\_1. pp 1-431.

**Steiner, C., Teixeira, W. G., Lehmann, J., et Zech, W.** (2004). Microbial response to charcoal amendments of highly weathered soils and amazonian dark earths in central Amazonia—preliminary results. In: *Amazonian Dark Earths: Explorations in space and time*. Springer Berlin Heidelberg. pp. 195-212.

**Steiner, C., Teixeira W.G., Lehmann J., Nehls T., Vasconcelos de Macêdo J.L., Blum W.E.H. et Zech W.** (2007). Long term effects of manure, charcoal and mineral fertilization on crop production and fertility on a highly weathered Central Amazonian upland soil. *Plant and Soil*. **291**: 275-290.

**Steiner, C., Glaser, B., Teixeira, W. G., Lehmann, J., Blum, W. E.H. et Zech, W.** (2008). Nitrogen retention and plant uptake on a highly weathered central Amazonian Ferralsol amended with compost and charcoal. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **171**: 893-899.

**Steinbeiss, S., Gleixner, G., et Antonietti, M. (2009).** Effect of biochar amendment on soil carbon balance and soil microbial activity. *Soil Biology and Biochemistry*. **41**: 1301-1310.

**Sun, D., Meng, J., et Chen, W. (2013).** Effects of abiotic components induced by biochar on microbial communities. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B-Soil & Plant Science*. **63**: 633-641.

**Taketani, R.G. et Tsai, S.M. (2010).** The influence of different land uses on the structure of archaeal communities in Amazonian Anthrosols based on 16S rRNA and amoA genes. *Microbial Ecology*. **59**: 734-743.

**Thies, J.E. et Rillig, M. (2009).** Characteristics of biochar: biological properties. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), *Biochar for Environmental Management: Science and Technology*. Earthscan, London. pp. 85-105.

**Turcotte, G. (2009).** La production biologique d'ailleurs... Parlons de la Hollande. Communication scientifique. *Journée d'information sur la production biologique des légumes de serre* (24 novembre 2009).

**Tryon, E. H. (1948).** Effect of charcoal on certain physical, chemical, and biological properties of soils. *Ecological Monographs*. **18**:81–115.

**Van Zwieten, L., Singh, B., Joseph, S., Kimber, S., Cowie, A. et Chan, K.Y. (2009).** Biochar and emissions of non-CO<sub>2</sub> greenhouse gases from soil Chapter 13. In: Lehmann, J., Joseph, S. (Eds.), *Biochar for Environmental Management: Science and Technology*. Earthscan, London. pp. 13-32.

**Van Zwieten, L., Kimber, S., Morris, S., Chan, K. Y., Downie, A., Rust, J. et Cowie, A. (2010).** Effects of biochar from slow pyrolysis of papermill waste on agronomic performance and soil fertility. *Plant and Soil*. **327**: 235-246.

**Voogt, W. (1999).** Water and mineral balances of organically grown vegetables under glass. *Acta Horticulturae*. (ISHS). **506**: 51-60.

**Voogt, W., de Visser, P. H. E., van Winkel, A., Cuijpers, W. J. M., et van de Burgt, G. J. H. M. (2010).** Nutrient management in organic greenhouse production: Navigation between constraints. *Acta Horticulturae*. (ISHS). **915**: 75-82.

**Voogt, W. (2013).** Soil fertility management in organic greenhouse crops; a case study on fruit vegetables. *Acta Horticulturae*. (ISHS). **1041**: 21-35.

**Wang, Z., Zheng, H., Luo, Y., Deng, X., Herbert, S. et Xing, B. (2013).** Characterization and influence of biochars on nitrous oxide emission from agricultural soil. *Environmental Pollution*. **174**: 289-296.

**Warnock**, D. D., Lehmann, J., Kuyper, T. W., et Rillig, M. C. (2007). Mycorrhizal responses to biochar in soil—concepts and mechanisms. *Plant and Soil*. **300**: 9-20.

**Warnock**, D. D., Mummey, D. L., McBride, B., Major, J., Lehmann, J. et Rillig, M. C. (2010). Influences of non-herbaceous biochar on arbuscular mycorrhizal fungal abundances in roots and soils: Results from growth-chamber and field experiments. *Applied Soil Ecology*. **46**: 450-456.

**Watts-Williams**, S. J., et Cavagnaro, T. R. (2012). Arbuscular mycorrhizas modify tomato responses to soil zinc and phosphorus addition. *Biology and Fertility of Soils*. **48**: 285-294.

**Watts-Williams**, S. J., et Cavagnaro, T. R. (2014). Nutrient interactions and arbuscular mycorrhizas: a meta-analysis of a mycorrhiza-defective mutant and wild-type tomato genotype pair. *Plant and Soil*. **384**: 79-92.

**Wei**, L., Shutao, W., Jin, Z., et Tong, X. (2014). Biochar influences the microbial community structure during tomato stalk composting with chicken manure. *Bioresource Technology*. **154**: 148-154.

**Weill**, A. et Duval, J. (2009a). Chapitre 7: Cultures en serre. Module 4, Production de transplants et de légumes en serres. *Guide de gestion globale de la ferme maraîchère biologique et diversifiée*. Equiterre. pp. 1-12.

**Weill**, A. et Duval, J. (2009b). Chapitre 13: Les fertilisants autres que les fumiers et les composts. Module 7, Amendements et fertilisation. *Guide de gestion globale de la ferme maraîchère biologique et diversifiée*. Equiterre. pp. 1-8.

**Weyers**, S. L. et Spokas, K. A. (2011). Impact of biochar on earthworm populations: a review. *Applied and Environmental Soil Science*. pp. 1-12.

**Xu**, G., Lv, Y., Sun, J., Shao, H. et Wel, L. (2012). Recent advances in biochar applications in agricultural soils: Benefits and environmental implications. *Clean - Soil, Air, Water*. **40**: 1093-1098.

**Xu**, G., Sun, J., Shao, H., et Chang, S. X. (2014). Biochar had effects on phosphorus sorption and desorption in three soils with differing acidity. *Ecological Engineering*. **62**: 54-60.

**Yao**, Y., Gao, B., Zhang, M., Inyang, M., Zimmerman, A., R. (2012). Effect of biochar amendment on sorption and leaching of nitrate, ammonium, and phosphate in a sandy soil. *Chemosphere*. **89**: 1467-1471.

**Yanai**, Y., Toyota, K. et Okazaki, M. (2007). Effects of charcoal addition on N<sub>2</sub>O emissions from soil resulting from rewetting air-dried soil in short-term laboratory experiments. *Soil Science and Plant Nutrition*. **53**: 181-188.

**Yu, H. Y., Li, T. X. et Zhang, X. Z. (2010).** Nutrient budget and soil nutrient status in greenhouse system. *Agricultural Sciences in China*. **9**: 871-879.

**Zavalloni, C., Alberti, G., Biasiol, S., Vedove, G. D., Fornasier, F., Liu, J. et Peressotti, A. (2011).** Microbial mineralization of biochar and wheat straw mixture in soil: a short-term study. *Applied Soil Ecology*. **50**: 45-51.

**Zhang, A., Cui, L., Pa, G., Li, L., Hussain, Q., Zhang, X., Zheng, J. et Crowley, D., (2010).** Effect of biochar amendment on yield and methane and nitrous oxide emissions from a rice paddy from Tai Lake plain, China. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. **139**: 469-475.

**Zhang, A., Bian, R., Pan, G., Cui, L., Hussain, Q., Li, L., Zheng, Ji., Zheng, Ju., Zhang, X., Han, X. et Yu, X. (2012).** Effects of biochar amendment on soil quality, crop yield and greenhouse gas emission in a Chinese rice paddy: a field study of 2 consecutive rice growing cycles. *Field Crops Research*. **127**: 153-160.

**Zheng, J., Stewart, C. E. et Cotrufo, M. F. (2012).** Biochar and nitrogen fertilizer alters soil nitrogen dynamics and greenhouse gas fluxes from two temperate soils. *Journal of Environmental Quality*. **41**: 1361-1370.

**Zheng, H., Wang, Z., Deng, X., Herbert, S., et Xing, B. (2013).** Impacts of adding biochar on nitrogen retention and bioavailability in agricultural soil. *Geoderma*. **206**: 32-39.



## ANNEXE 1

### Fertilisation de base

Par bac de culture (0,62 m<sup>3</sup>):

- 0,125 kg farine de plumes
- 750 mL farine de crevettes (0,415 kg)
- 0,25 L farine d'algues (0,205 kg)

### Fertilisation des rangs de garde

Pour un bassin de 460 L:

- Engrais de synthèse (6-11-31): 529 g (115 g pour 100 L)
- Engrais de synthèse (15,5-0-0): 391 g (85 g pour 100 L)
- Conductivité électrique: 2,5 à 3 mS/cm

### Fertilisation d'appoint

Pour un bassin de 400 L:

- 200 g CaCl<sub>2</sub> (28% Ca)
- 160 g SulpoMag (0-0-22; 11%Mg)
- 60 g Sulfates de potassium (0-0-52)

\*Occasionnellement, 276 mL de Converted (2,5-2-1), dilué dans un peu d'eau, a été ajouté à chacun des bacs de culture (0,62 m<sup>3</sup>)\*

**Tableau A.1:** Propriétés physico-chimiques du biochar utilisé pour le projet.

Cendre (%)	8,4
pH	9,5
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	1,62
C <sub>org.</sub> (%)	76
C <sub>inorg.</sub> (%)	0,45
H/C	0,48
N <sub>total</sub> (%)	0,45
Masse volumique apparente (g cm <sup>-3</sup> )	0,08
P <sub>total</sub> (%)	0,37
K <sub>total</sub> (%)	20

\*Valeurs pour biochar sec (Taux d'humidité: 12,7%); Source: Soil Control Lab (Watsonville, CA); Masse volumique apparente mesurée en laboratoire à l'Université Laval.

**Tableau A.2:** Propriétés physico-chimiques des six substrats utilisés pour le projet.

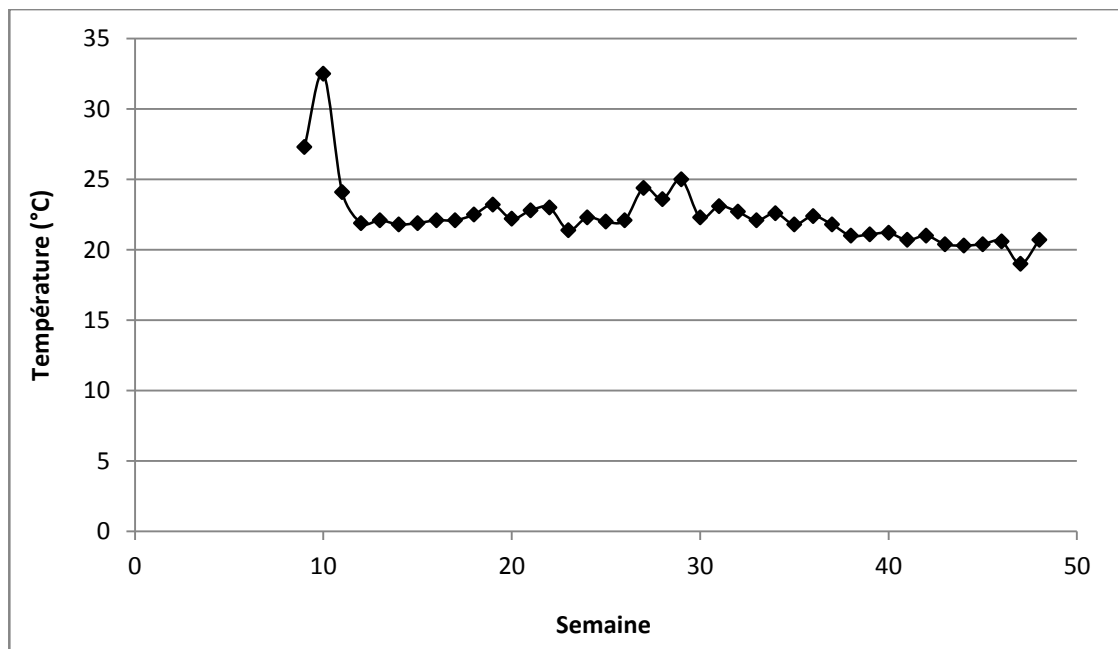
	Sableux	Mélange 1	Mélange 2	Loam	Loam sablonneux	Terre noire
Texture	Sableux	Organique	Organique	Loam	Loam sablonneux	Organique
pH	7,0	6,8	6,8	6,8	7,1	6,8
CE (mS cm <sup>-1</sup> )	5,24	3,14	3,67	6,38	4,52	4,72
CEC (cmol kg <sup>-1</sup> )	86	97	107	112	94	117
N (mg kg <sup>-1</sup> )	599	539	684	979	653	773
P (mg kg <sup>-1</sup> )	224	2547	2401	2650	2109	2916
K (mg kg <sup>-1</sup> )	1744	2798	2276	2358	1946	2509
ρ (g cm <sup>-3</sup> )	0,78	0,26	0,28	0,76	0,68	0,30

\*Analyses de sol effectuées en décembre 2012 avant la plantation en mars 2013 (le biochar était déjà incorporé aux substrats, les valeurs présentées sont pour les traitements témoins sans biochar); Mélange 1: bran de scie, tourbe et compost, Mélange 2: tourbe blonde et compost; ρ: masse volumique apparente.

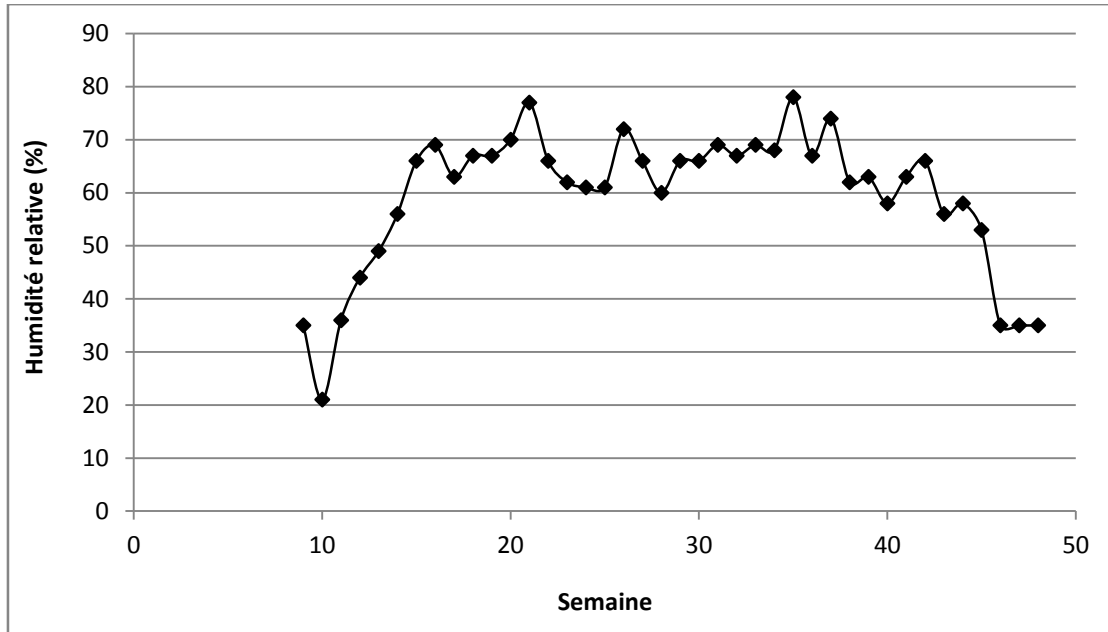


**Tableau A.3:** Masse volumique apparente ( $\text{g cm}^{-3}$ ) des substrats amendés et non amendés en biochar.

Type de substrat	Traitement biochar	
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>
Sol sableux	0,78	0,54
Mélange bran de scie, tourbe et compost	0,26	0,27
Mélange tourbe blonde et compost	0,28	0,23
Loam	0,76	0,47
Loam sablonneux	0,68	0,61
Terre noire	0,30	0,27
<b>Moyenne</b>	<b>0,51</b>	<b>0,40</b>



**Figure A.1:** Courbe de la température hebdomadaire moyenne de jour dans la serre expérimentale de mars à novembre 2013.



**Figure A.2:** Courbe de l'humidité relative hebdomadaire moyenne de mars à novembre 2013.



**Figure A.3:** Photo prise en mai 2013 qui présente des taches de couleur jaune à rouille sur le pourtour de la feuille indiquant une carence en magnésium ( $Mg^{2+}$ ).

**Tableau A.4:** Concentrations minérales moyennes (mg kg<sup>-1</sup>) du sol en aluminium (Al<sup>3+</sup>) selon le type de substrat et le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Globale <sup>1</sup>	Traitement biochar		ETM <sup>2</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Sol sableux	15,40	18,58	1,73	0,3223
Mélange bran de scie, tourbe et compost	19,12	15,44	2,81	0,4526
Mélange tourbe et compost	16,04	20,40	1,00	0,0907
Loam sablonneux	17,50	23,70	3,02	0,2841
Loam	264,26	119,77	37,47	0,1123
Terre noire	21,72	19,22	3,86	0,6929

1. Huit dates d'échantillonnage (jours juliens 88 à 322); mai à octobre 2013.

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

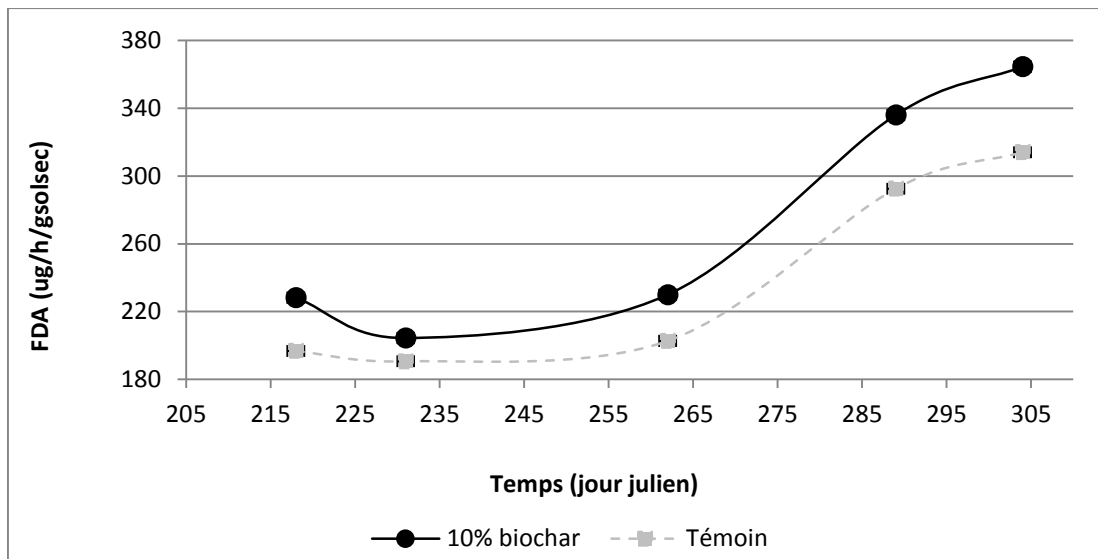
**Tableau A.5:** Effet de l'amendement des sols en biochar sur l'activité microbienne mesurée par l'hydrolyse de la FDA pour les premiers mois de culture selon le type de sol (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

FDA <sup>1</sup> (µg/h/g sol sec)	Traitement biochar		ETM <sup>2</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
Sol sableux	<b>238,5</b>	<b>297,1</b>	<b>6,3</b>	<b>0,0025</b>
Mélange bran de scie, tourbe et compost	<b>265,6</b>	<b>319,7</b>	<b>10,6</b>	<b>0,0232</b>
Mélange tourbe et compost	295,8	310,7	7,5	0,2350
Loam sablonneux	<b>240,5</b>	<b>307,4</b>	<b>14,9</b>	<b>0,0340</b>
Loam	231,1	246,3	12,3	0,4295
Terre noire	244,8	286,7	11,8	0,0713

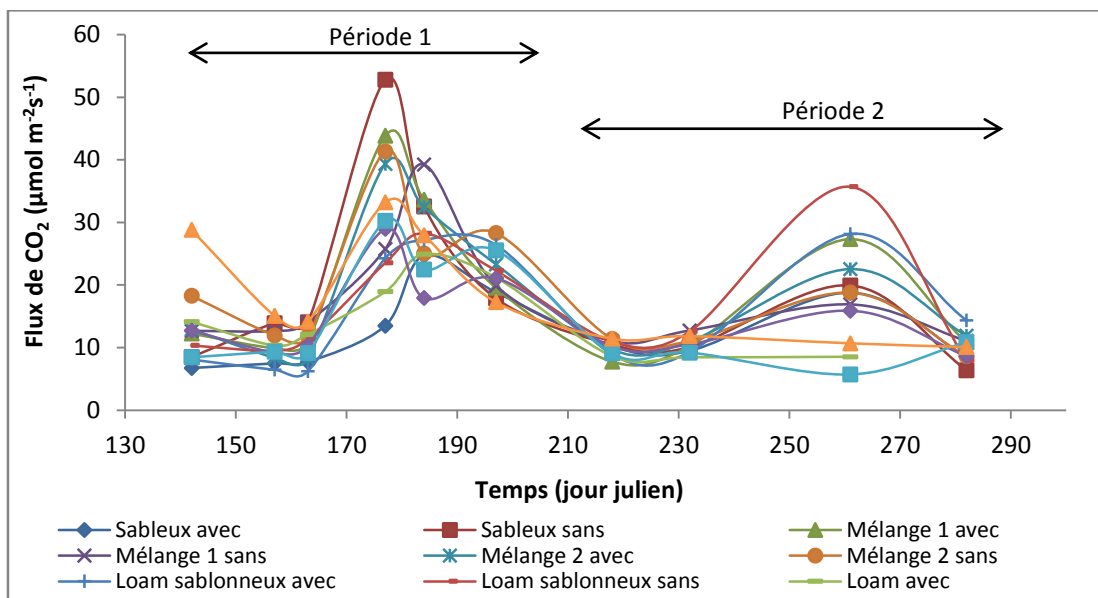
1. Six dates d'échantillonnage (jours juliens 134 à 203); mai à juillet 2013 (fertilisation aux 4 semaines).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

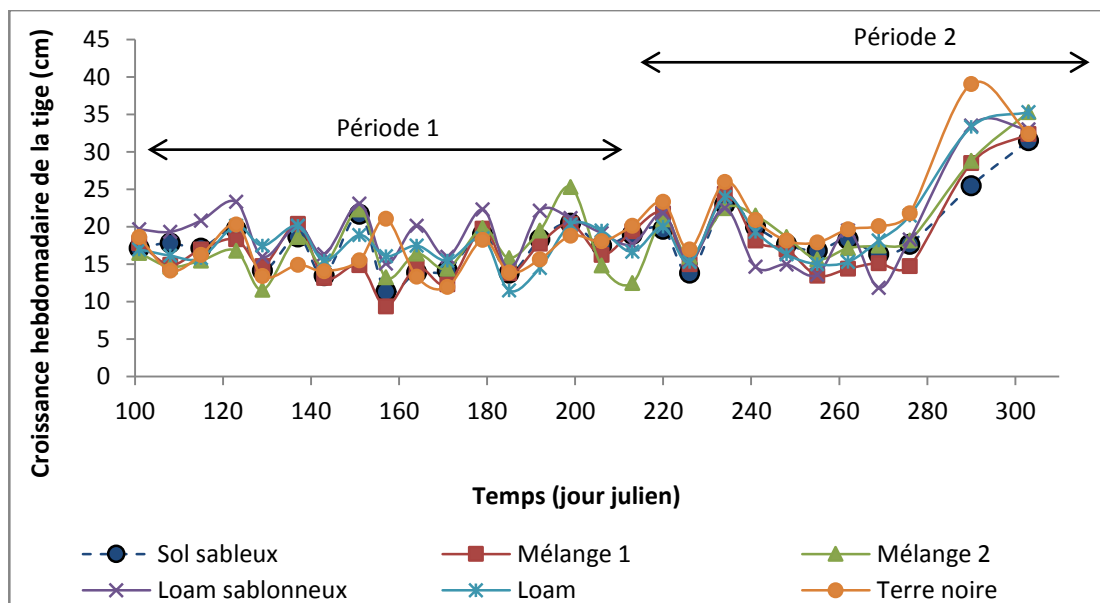
Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.



**Figure A.4:** Évolution de l'activité microbienne du sol selon le traitement en biochar pour les derniers mois de culture (fertilisation aux 2 semaines) du mois d'août à octobre 2013 (valeurs moyennes avec l'erreur type comme barres d'erreur; n=3).



**Figure A.5 :** Évolution du flux de CO<sub>2</sub> pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013) selon les types de substrat et le traitement en biochar. Les deux périodes de fertilisation sont représentées sur le graphique. Le mélange 1 correspond à un mélange de bran de scie, tourbe et compost et le mélange 2 correspond à un mélange de tourbe blonde et compost. Les traitements avec 10 % biochar sont indiqués par l'indicatif « avec » et les traitements témoins par l'indicatif « sans » (n=3).



**Figure A.6 :** Évolution de la croissance hebdomadaire de la tige pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013) selon le type de substrat. Les deux périodes de fertilisation sont représentées sur le graphique. Le mélange 1 correspond à un mélange de bran de scie, tourbe et compost et le mélange 2 correspond à un mélange de tourbe blonde et compost (n=3).

**Tableau A.6:** Paramètres de croissance hebdomadaire des plants selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Globale <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
Longueur feuille mature (cm)	36,37	35,94	0,42	0,4911
Diamètre de la tige (mm)	10,64	10,50	0,16	0,5283
Nombre de feuilles	20,18	19,68	0,50	0,4428
Longueur grappe (cm)	4,03	4,18	0,13	0,4290
Hauteur de la floraison (cm)	15,37	15,52	0,32	0,7563

1. Analyse globale (mai à octobre 2013); 28 semaines (jours juliens 101 à 303).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

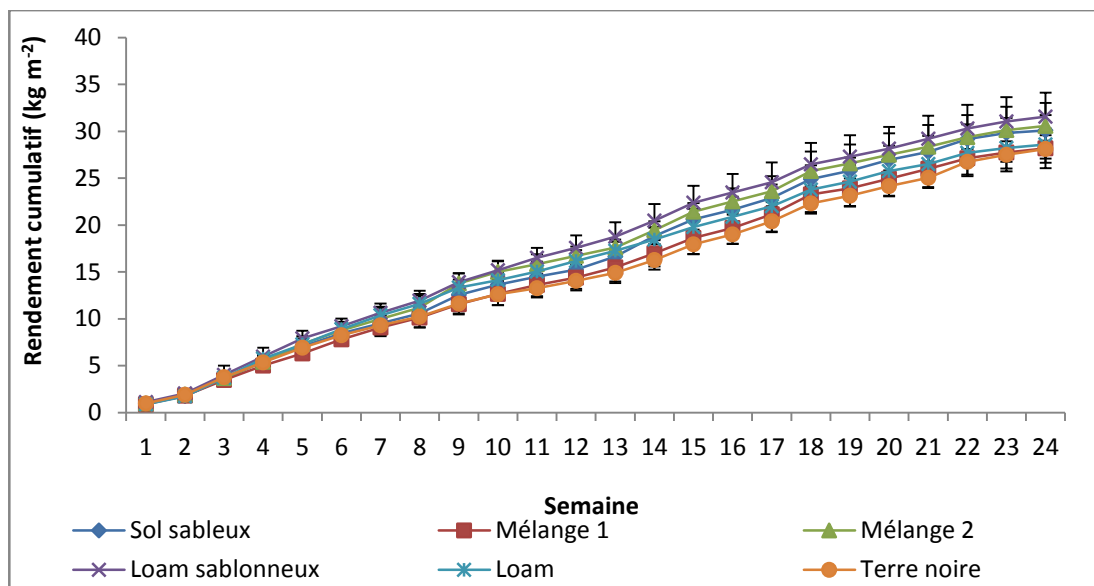
**Tableau A.7:** Paramètres de croissance des plants évalués à partir de mesures destructives en août et novembre 2013 pour les deux traitements en biochar (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Paramètres de croissance	Traitement biochar		ETM <sup>1</sup>	Valeur P
	<i>Témoin</i>	<i>10 % biochar</i>		
<b>Août 2013</b>				
Surface foliaire <sup>2</sup> (m <sup>2</sup> )	<b>123,2</b>	<b>107,5</b>	<b>5,2</b>	<b>0,0463</b>
Masse sèche des feuilles (g)	194,1	184,1	10,4	0,1490
Masse sèche des fruits (g)	290,4	302,8	14,1	0,4699
Masse sèche de la tige (g)	94,6	84,7	5,0	0,0596
<b>Novembre 2013</b>				
Surface foliaire <sup>3</sup> (m <sup>2</sup> )	78,3	85,0	7,5	0,3976
Masse sèche des feuilles (g)	268,2	274,5	6,1	0,4717
Masse sèche des fruits (g)	<b>416,6</b>	<b>474,4</b>	<b>17,6</b>	<b>0,0303</b>
Masse sèche de la tige (g)	108,3	96,1	6,2	0,1442

1. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

2. Surface foliaire totale produite par plant durant les semaines de culture 1 à 11 (mai à juillet 2013).

3. Surface foliaire totale produite par plant durant les semaines de culture 12 à 24 (août à octobre 2013).



**Figure A.7 :** Évolution du rendement cumulé pour les 24 semaines de rendement selon le type de substrat. Le mélange 1 correspond à un mélange de bran de scie, tourbe et compost et le mélange 2 correspond à un mélange de tourbe blonde et compost (valeurs moyennes avec l'écart-type comme barres d'erreur; n=3).

**Tableau A.8:** Paramètres du rendement par plant selon le traitement en biochar pour toute la durée de la culture (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

Globale <sup>1</sup>	Témoin	10 % biochar	ETM <sup>2</sup>	Valeur P
Nombre fruits 1 <sup>re</sup> qualité	22,57	22,58	0,65	0,9882
Poids fruits 1 <sup>re</sup> qualité (g)	3941	3969	107	0,8544
Nombre fruits difformes	21,74	23,22	0,54	0,0684
Poids fruits difformes (g)	4151	4353	116	0,2296
Nombre fruits avec microfendillements	10,98	10,10	0,75	0,4181
Poids fruits avec microfendillements (g)	2145	2025	158	0,5970
Nombre total de fruits	57,95	58,20	0,73	0,8117
Poids total de fruits (g)	10518	10572	155	0,8050

1. Analyse pour toute la durée de la culture (mai à octobre 2013; 24 semaines de rendement).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

**Tableau A.9:** Nombre et poids des fruits présentant des microfendillements selon le traitement en biochar pour la seconde période de fertilisation (moyenne; erreur type de la moyenne; n=3).

<b>Période 2<sup>1</sup></b>	<b>Témoin</b>	<b>10 % biochar</b>	<b>ETM<sup>2</sup></b>	<b>Valeur P</b>
Nombre fruits avec microfendillements	<b>6,85</b>	<b>5,36</b>	<b>0,39</b>	<b>0,0127</b>
Poids fruits avec microfendillements (g)	<b>1277</b>	<b>1029</b>	<b>78</b>	<b>0,0348</b>

1. Période 2 : fertilisation aux 2 semaines (août à octobre 2013; semaines 12 à 24).

2. Erreur type de la moyenne pour les deux traitements en biochar.

Les valeurs statistiquement significatives sont indiquées en gras.



## ANNEXE 2

### Procédure détaillée des étapes à suivre pour le fonctionnement du chromatographe ionique

Avant chaque analyse minérale, il était important de vérifier que les deux chromatographes ioniques (ICS-2100 et ICS-1100) avaient bien analysé les échantillons précédents en vérifiant que les vials avaient bien été utilisés et que les chromatographes présentaient des courbes conformes. De plus, le niveau de phase mobile devait être vérifié avant d'entreprendre les étapes subséquentes. Pour le ICS-1100, une solution d'acide sulfurique 20 mM était préparée avec de l'eau milli-Q et pour le ICS-2100, seule de l'eau milli-Q était utilisée comme phase mobile. Ensuite, une purge du système était effectuée afin de s'assurer qu'il n'y ait pas d'air et ou d'impuretés dans le système. Suite à ces étapes préliminaires, les deux appareils étaient mis en fonction et devaient fonctionner environ une heure pour que la pression de la pompe indique 2300 psi pour le ICS-2100 et 1800 psi pour le ICS-1100 et un signal inférieur à 1  $\mu$ S pour les deux systèmes. Tandis que les échantillons et les standards tempéraient, la séquence d'analyse des échantillons était préparée par ordinateur en prenant soin de la débiter avec une courbe standard à six niveaux pour les deux appareils. Les 36 échantillons prenaient ensuite place dans la séquence d'analyse. Des blancs (eau milli-Q) entrecoupaient la séquence à des endroits stratégiques (entre la courbe standard et la séquence d'échantillons; à travers la séquence d'échantillons et à la fin de la séquence) afin d'assurer le bon fonctionnement des appareils. À la dernière position, la séquence d'arrêt permettait aux appareils de terminer l'analyse des échantillons et d'arrêter le système. Lorsque les échantillons étaient tempérés, les vials étaient préparés selon une dilution 1:10 pour un total de 500  $\mu$ L (50  $\mu$ L d'échantillon pour 450  $\mu$ L d'eau milli-Q). Les six niveaux de standard étaient également préparés à partir d'une solution commerciale d'ions. Pour les anions, la solution mère (Combined Seven Anion Standard II, # pdt: 057590, format 100 mL) était diluée en série selon une dilution 1:1 pour chaque

niveau (10 mL de la solution mère ou du niveau précédent pour 10 mL d'eau milli-Q). Pour les cations, la solution mère (Combined Six Cation Standard II, # pdt: 046070, format 50 mL) débutait par une dilution 1:3 (5 mL de solution mère pour 15 mL d'eau milli-Q) suivi d'une série de dilutions 1:1 pour chaque niveau (10 mL du niveau précédent pour 10 mL d'eau milli-Q). Les blancs consistaient à remplir les vials de 500 µL d'eau milli-Q. Lorsque tous les vials étaient préparés, ils étaient bouchonnés au moyen de bouchons munis d'un filtre qui bloquait les résidus possiblement présents dans les échantillons. Les vials étaient ensuite installés dans le carrousel et les deux chromatographes étaient démarrés pour l'analyse de leur séquence d'échantillons. Du moment que l'analyse était terminée, la compilation des données pouvait être entreprise. Il s'agissait d'aller chercher la séquence analysée et de vérifier que les aires sous la courbe pour les standards correspondaient à celles répertoriées. Ensuite, chaque échantillon était analysé en observant attentivement les chromatogrammes et les aires sous la courbe (présence de pics, temps de rétention, intégration). Parfois, il était nécessaire de modifier le temps de rétention lorsque le logiciel ne reconnaissait pas l'ion pour un échantillon donné. Lorsque l'analyse était complétée, la séquence de données était exportée sous un format Excel.