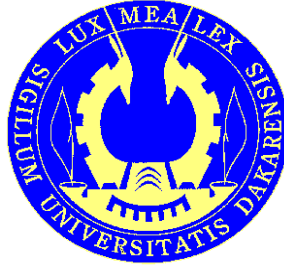


UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR
FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE VEGETALE



Mémoire présenté par :

Monsieur Arfang BADJI

pour l'obtention du

MASTER II EN BIOTECHNOLOGIE VEGETALE ET MICROBIENNE

Sur le sujet :

**EFFETS DU BIOCHAR SUR LES ACTIVITES
MICROBIOLOGIQUES DU SOL SOUS FORTS
INTRANTS AZOTES (MARAICHAGE)**

Soutenu le 16 12 11

Devant le jury composé de :

Président : Mr Ibrahima NDOYE

Professeur titulaire, UCAD

Membres :

Mme Lydie CHAPUIS-LARDY

Chargée de Recherches, IRD

Mr Diégane DIOUF

Maître de Conférences, UCAD

Mr Saidou N. SALL

Assistant, UGB

Mme Tatiana K. Wade

Chercheur, IRD

DEDICACES

Je dédie ce travail :

A mes parents, pour l'amour et la protection qu'ils m'ont assurés sans attendre de contre partie

A mes frères et sœurs qui m'ont soutenu et assisté durant tout le long de ma quête du savoir.

Aux familles Badji, Coly, Sonko et Sadio qui m'ont accepté chez eux et m'ont permis de continuer mes études.

A tous ceux qui de près ou de loin ont participé à ma formation.

A la famille Badji à Dakar, sans le soutien de laquelle mes études supérieures auraient été très compliquées.

REMERCIEMENTS

Cet exercice me réjouit finalement alors qu'auparavant je le redoutais. Il est, certes, difficile d'exprimer ce qu'on ressent par des mots mais je vais m'y employer car sans ce paragraphe ce mémoire perdrait de sa superbe.

Je ne saurais dire combien les expériences en amont de ce modeste ouvrage, m'ont servi et continueront de me servir. C'est pourquoi, avec un vocabulaire modeste mais surtout avec un cœur rempli de joie et de reconnaissance, je tiens à remercier les personnes dont le soutien indéfectible m'a exhorté au travail.

Je voudrais avant tout adresser mes sincères remerciements à mon encadrante et formatrice, le Dr Lardy, Chargée de Recherche IRD dont la rigueur scientifique, la générosité et le goût du travail bien fait ont fini par faire de moi un nouvel homme sur le plan scientifique. Sa disponibilité et son sens de la pédagogie m'ont beaucoup servi et m'ont permis de bien amorcer cette aventure difficile qu'est la formation à la recherche. J'adresse également mes remerciements à ma co-encadrante Ndèye Hélène Diallo, qui m'a suivi pas à pas depuis le début de mon stage. Si ce travail a abouti, elle en est pour beaucoup. Elle m'a appris la rigueur et le sérieux dans le travail quotidien, qualités qui, je l'avoue, me faisaient un peu défaut.

Au Dr Masse, Directeur de Recherche à l'IRD, responsable du LEMSAT (Laboratoire d'Ecologie Microbienne des Sol et Agro-écosystèmes Tropicaux), je dis merci pour m'avoir ouvert les portes du laboratoire et m'avoir conseillé et soutenu durant tout mon séjour. Je n'oublie pas ses collègues chercheurs qui n'ont jamais ménagé leurs efforts pour apporter de la lumière aux points sombres qui m'ont souvent éprouvé dans mon travail scientifique. Je veux nommer Dr Ndiénor, Dr Assigbetse, Dr Cissé, Dr Founoune et Dr Ndour. Encore une fois merci. Je remercie par ailleurs, la direction de l'UMR Eco&Sols pour le financement de ce travail.

Mes remerciements vont au Professeur Ibrahima Ndoye, responsable du Master de Biotechnologie Végétale et Microbienne (BIOVEM) de l'UCAD pour tout le soutien et l'attention qu'il m'a manifesté, tout l'intérêt qu'il a accordé à ma formation. Par sa personne j'exprime ma profonde gratitude à tous les enseignants qui ont bien voulu partager leur savoir si important pour moi. Je remercie avec beaucoup de sincérité les autres membres du jury, qui ont accepté de lire mon mémoire et d'évaluer le caractère scientifique de ce travail : Dr Diégane Diouf (Maitre de conférences, UCAD), Dr Saïdou Sall (Assistant, UGB), Dr Tatiana Wade (Chercheur IRD).

Je remercie mes grands frères thésards, M. Abdoulaye Badiane, M. Thierno Sow et M. Sidy Diakhaté, M. Abdourahmane Ndiaye, à mes amis stagiaires, Jean Noel Diaga Diouf, Tidiane Dièye, Mahamat Chérif Abderahim et Joseph Diène avec lesquels j'ai aussi beaucoup appris.

A M. Mahécor Diouf, M. Lamine Sagna, M. Moustapha Sané, M. Omar Faye, M. Amadou Traoré, M. Lamine Dieng, M. Alpha Omar Ba, Mme Mariama Guèye, Mlle Aïssatou Diouf, techniciens du LEMSAT, je réitère mes remerciements et leur dis que cet ouvrage est aussi le leur.

A Mme Fatou Guèye, M. Saliou Faye, M. Ndiaga Samb, Mme Pourméra Gassama, j'adresse mes remerciements pour le soutien dont ils ont fait preuve à mon égard.

A M. Alain Plenecassagne, M. Elie Diatta, M. Blaise Mané, Mlle Ndèye NDack Niang et à travers eux tout le personnel du LAMA (Laboratoire des Moyens Analytiques), je dis merci. Je remercie sincèrement M. Philippe GIRARD (CIRAD, 2iE, Ouagadougou) pour le biochar de tige de coton. Je ne saurais oublier M. Balde (Lendeng) et M. Sow (Pikine) qui nous ont permis d'échantillonner les sols dans leurs parcelles et nous ont gracieusement offert du fumier et de la fiente.

A mes Parents, frères, sœurs et amis d'ici et de la Casamance, j'adresse mes sincères remerciements.

Seydou, Lamine, je ne trouve pas les mots pour vous dire combien votre fraternité doublée d'une amitié sans égale m'ont aidé dans la vie.

Je n'oublie pas tous mes camarades étudiants avec qui j'ai partagé des moments de bonheur comme de difficultés inscrits à jamais dans ma mémoire. Je nommerais particulièrement Nogaye NIANG, Issa DIEDHIOU, Hermann PRODJINOTO, Arona SONKO, Thierry TOVIGNAN.

TABLES DES MATIERES

DEDICACES.....	i
REMERCIEMENTS	ii
TABLES DES MATIERES	iv
LISTE DES ABREVIATIONS	vi
LISTE DES ILLUSTRATIONS.....	viii
RESUME.....	x
ABSTRACT	xi
INTRODUCTION	1
I. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	3
1.1 Le maraîchage au Sénégal.....	3
1.2 Les sols	3
1.2.1 Matière organique (MO) et minéralisation du carbone.....	3
1.2.2 Emissions de N ₂ O par les sols.....	4
1.2.2.1 Mécanismes de production	4
1.2.2.2 Facteurs de contrôle des différentes réactions et émissions de N ₂ O par les sols	6
1.2.3 Activités enzymatiques	7
1.2.3.1 -Glucosidase.....	8
1.2.3.2 Hydrolyse de la Fluoresceine Di-Acetate (FDA).....	8
1.2.3.3 Uréase	8
1.3 Biochar	8
1.3.1 Procédés de production	8
1.3.2 Intérêt du biochar comme amendement	9
1.3.3 Effets de l'apport de biochar sur les sols	10
1.3.4 Impacts sur les propriétés physiques et chimiques du sol.....	11
1.3.5 Effet sur les propriétés biologiques du sol	11
II. MATERIELS ET METHODES	13
2.1 Matériels.....	13
2.1.1 Sols.....	13
2.1.2 Matières apportées lors de l'expérimentation	15
2.1.2.1 Fientes de volailles et fumier de cheval.....	15
2.1.2.2 Biochars	15
2.2.1 Détermination préliminaire de la densité apparente.....	16
2.2.2 Pré incubation des sols	16
2.2.3 Mise en incubation	16
2.3 Analyses	18
2.3.1 Capacité maximale de rétention en eau des sols	18
2.3.2 pH (eau) des sols	18
2.3.3 Suivi des dégagements gazeux (CO ₂ et N ₂ O)	18
2.3.4 Activités enzymatiques	19
2.3.4.1 Principe	19
2.3.4.2 L'activité de la β-glucosidase	19
2.3.4.3 L'hydrolyse de la Fluorescéine Di-Acétate (FDA).....	19
2.3.4.4 Activité uréase	20

2.4	Analyses statistiques	20
III.	RESULTATS	21
3.1	Capacité maximale de rétention en eau.....	21
3.2	pH des sols	21
3.3	Dégagements de CO ₂	22
3.3.1	Flux journaliers de CO ₂	22
3.3.2	Emissions de CO ₂ cumulées.....	25
3.4	Dégagements de N ₂ O	26
3.4.1	Flux journaliers de N ₂ O	26
3.4.2	Emissions de N ₂ O cumulées	28
3.5	Activités enzymatiques	29
3.5.1	β-glucosidase.....	29
3.5.2	Hydrolyse de la fluorescéine diacétate (FDA).....	31
3.5.3	Uréase.....	32
IV.	Discussion.....	35
4.1	Effet de la pratique paysanne	35
4.2	Effets des biochars	37
4.3	Effet du biochar dans le cas d'un apport combiné avec le mélange fientes-fumier.....	39
	CONCLUSION ET PERSPECTIVES	41
	REFERENCES	42

LISTE DES ABREVIATIONS

Bc : biochar de tiges de coton.
Br : biochar de balle de riz.
C : Carbone.
°C : degré Celsius.
CEC : Capacité d'Echange Cationique.
cm : centimètre.
cm³ : centimètre cube.
CO₂ : dioxyde de Carbone.
CO₂e : équivalent dioxyde de carbone.
CPG : chromatographe en phase gazeuse.
ddl : degré de liberté
E : essais
FDA : fluorescéine di-acétate.
FF : mélange fientes-fumier.
g : gramme.
GIEC : Groupe Intergouvernemental d'Experts sur le Climat.
GT : gigatonnes.
h : heure.
H : hydrogène.
H₂O : eau.
J0 : Début (jour zéro) de l'incubation.
J28 : Vingt-huitième jours d'incubation.
L : Lendeng.
mg g⁻¹ : milligramme par gramme.
mL: millilitre.
MO ou MOS: matière organique ou matière organique du sol.
MS : matière sèche.
N : azote.
N₂ : azote moléculaire.
Nar: nitrate réductase.
NH₃: ammoniac.
NH₄⁺: ion ammonium
NH₂OH: hydroxylamine.
Nir: nitrite réductase.
NO: oxyde nitrique.
NO₂⁻ : nitrite.
NO₃⁻ : nitrate.
N₂O: oxyde nitreux.
Nor: oxyde nitrique réductase
Nos: Oxyde nitreux réductase.
O : oxygène.
P : Pikine.
pH : potentiel Hydrogène.
p-NP : para-nitro phénol.
ST : sol témoin
T: temps.
TE : témoin enzyme.
T ha⁻¹ : tonnes par hectare.

TPF : Triphényl formazan.

TS : témoin substrat.

TTC : Triphényl tétrazolium chloride.

WHC: *water holding capacity*, capacité de rétention en eau.

µg : microgramme.

% : pourcent.

LISTE DES ILLUSTRATIONS

Figures

Figure 1 : Processus biologiques de dégradation de la matière organique du sol.

Figure 2 : Principales transformations biologiques de l'azote minéral dans le sol émettrices de N_2O (d'après Wrage et al, 2001).

Figure 3 : Les facteurs affectant les émissions de N_2O dans les sols agricoles (d'après Klein et al, 2001).

Figure 4 : Séquestration du carbone dans un système sans (à gauche) et avec (à droite) production et incorporation de biochar au sol (Lehmann, 2007a).

Figure 5 : Evolution de la minéralisation du biochar et de la biomasse non carbonisée dans le sol au cours du temps selon Lehmann et al (2006).

Figure 6 : Carte de la zone des Niayes (Echelle approximative 1:4000000).

Figure 7 : Mode de prélèvement du sol pour chaque parcelle.

Figure 8 : Déroulement de l'incubation et analyses associées.

Figure 9 : Effet des différents traitements sur le pH du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B) en début d'incubation (J0).

Figure 10 : Effet des différents traitements sur les flux journaliers de CO_2 ($\mu g C-CO_2/g$ sol/j) du sol de Pikine (A) et de Lendeng (B) pendant 28 jours d'incubation.

Figure 11 : Effet des différents traitements sur les émissions moyennes cumulées de CO_2 ($\mu g C-CO_2/g$ sol) durant 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et de Lendeng (B).

Figure 12 : Effet des différents traitements sur les flux journaliers de N_2O ($\mu g N-N_2O /g$ sol/j) pendant 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B).

Figure 13 : Effet des différents traitements sur les émissions cumulées de N_2O à 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B).

Figure 14 : Effet des traitements sur l'activité de la β -glucosidase du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Figure 15 : Effet des traitements sur l'activité de la β -glucosidase du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Figure 16 : Effet des traitements sur l'hydrolyse de la fluorescéine diacétate (FDA) du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Figure 17 : Effet des traitements sur l'hydrolyse de la fluorescéine diacétate (FDA) du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Figure 18 : Effet des traitements sur l'activité uréase du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Figure 19 : Effet des traitements sur l'activité uréase du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28).

Tableaux

Tableau 1 : Principales caractéristiques des sols (horizon de surface) (Données M. Ndiénor, LEMSAT)

Tableau 2 : Principales caractéristiques du fumier de cheval et des fientes de poules utilisés (Données Moussa N'Diénor, Projet DUAE, Dakar, Sénégal).

Tableau 3 : Teneurs en carbone (C) et azote (N) totaux et humidité des biochars.

Tableau 4 : Doses de matières apportées au sol dans l'expérimentation en conditions contrôlées.

Tableau 5 : Capacité maximale de rétention en eau (%) des sols de Pikine et de Lendeng, avec ou sans addition de biochar.

Tableau 6 : Interactions entre les traitements et le temps d'incubation pour les différents paramètres des sols de Pikine et de Lendeng (test de Fisher LSD $p < 0,05$).

RESUME

La culture maraichère, activité agricole importante au Sénégal, se pratique couramment après amendement en fientes de volaille et fumier de cheval. Par ailleurs, le biochar, issu de la pyrolyse lente de biomasse, est supposé avoir des effets bénéfiques sur les sols. Cette étude expérimente les effets d'un biochar de tiges de coton (Bc) et d'un biochar de balles de riz (Br) sur les activités biologiques de deux sols prélevés dans la zone maraichère des Niayes (Pikine et Lendeng). Les effets d'un apport de biochar sont évalués par comparaison à ceux d'un amendement traditionnel couplant fientes de volaille et fumier de cheval. Six traitements ont été appliqués à chaque sol : sol témoin (ST ; sans apport), sol avec fientes et fumier (FF), sol avec biochar (Bc et Br), sol avec à la fois fientes-fumier et biochar (FF+Bc et FF+Br). Le pH et la capacité maximale de rétention en eau ont été mesurés dans les sols témoins et dans les mélanges. Différents paramètres indicateurs des activités biologiques ont été suivis durant une incubation de 28 jours, notamment les dégagements de CO₂ et de N₂O et trois activités enzymatiques (β -glucosidase, hydrolyse de la FDA et uréase). L'apport de biochar de balles de riz (Br) induit une diminution du pH pour les deux sols alors qu'une augmentation est observée dans le cas d'un apport de biochar de coton (Bc). Nos résultats montrent une augmentation de la capacité de rétention en eau des deux sols en présence de biochar hormis pour le sol de Lendeng après addition du biochar de tiges de coton. Les deux biochars apportés seuls n'ont pas d'effet significatif sur les émissions de CO₂ et de N₂O comparativement aux sols témoins. L'apport de biochar combiné au mélange fientes-fumier) diminue les émissions de CO₂ du sol par rapport au sol amendé en fientes-fumier dans le cas de Pikine mais est sans effet pour le sol de Lendeng. Les émissions de N₂O des deux sols amendés en fientes-fumier sont inchangées en présence de biochar. Les résultats des activités enzymatiques sont variables en fonction des biochars et du temps d'incubation. Ainsi, cette étude montre que les effets des biochars dépendent des sols et du type de biochars apportés.

Mots-clés : sol, biochar, pH, capacité de rétention en eau, CO₂, N₂O, enzymes.

ABSTRACT

Vegetable cropping is an important activity in Senegal and often uses coupled poultry and horse manure as amendment. Otherwise, biochar, derived from slow pyrolyse of biomasses, is known to have a win-win effect on soil. This study tests the effect of two different biochars derived from cotton stem (Bc) or rice husk (Br) on the biological activities of two soils of the main vegetable cropping area (Pikine and Lendeng in the Niayes region). The effects were evaluated in comparison to those derived from the traditional amendment coupling poultry and horse manures.

Six treatments were carried out in triplicate for each soil: unamended (control) soil (ST), soil amended with a mixture of poultry and horse manures (FF), soil amended with a biochar (Bc or Br), soil amended with both biochar and manure (FF+Bc and FF+Br). The pH and water holding capacity (WHC) were determined. Biological activity indicators were measured during a 28-days incubation, targeting CO₂ and N₂O emissions and three enzyme activities (β -glucosidase, hydrolyze of FDA and urease). Rice husk-biochar amendment resulted in a soil PH decrease for both Pikine and Lendeng soils whereas cotton stem biochar increased the pH for both soils. Our results showed increased WHC with biochars addition for both soils except for Lendeng soil amended with cotton stem-biochar. Both biochars had no effect on soil CO₂ and N₂O emissions when added alone to soils in comparison to control soils. The biochar addition to soil along with manures reduced CO₂ emissions of Pikine soil in comparison to treatment with manures alone while no effect was noticed for Lendeng soil. The combinaison of biochar with coupled manures had no effect on N₂O emissions both soils when compared to treatment with manures alone. Enzyme activities varied according to treatments and time of measurement. This study emphasized that the effects of biochars on biological activities relies on soil and biochar types.

Key-words: soil, biochar, pH, WHC, CO₂, N₂O, enzymes.

INTRODUCTION

La culture maraichère est une activité très ancienne au Sénégal, pratiquée depuis le début du XIX^e siècle (De Bon et al, 1993). Une des régions du pays les plus actives dans cette activité est la zone des Niayes. Située sur la Côte Ouest du Sénégal, cette région jouit de conditions climatiques favorables au développement d'une horticulture de type méditerranéenne (Parfonry, 1989). Le maraichage dans cette zone constitue une source de revenus très importante et assure l'essentiel de l'approvisionnement de Dakar en légumes (Touré-Fall et al, 2000). Pour faire face à la pauvreté des sols en matière organique, l'apport d'amendement organique est couramment pratiqué par les agriculteurs (Touré et Seck, 2005). La présence dans la région d'unités d'élevage aviaire permet notamment un apport combiné de fientes de volailles et de fumier de cheval. Ces matières appliquées au sol constituent une source importante de carbone et d'azote (Velthof et al, 2003). Cependant, cette pratique agricole pourrait conduire à une augmentation des émissions de gaz à effet de serre, notamment celle du protoxyde d'azote (N₂O) (Mosier et al, 1998). Par ailleurs, la production de biochar a récemment débuté dans certains pays africains, notamment au Sénégal et au Burkina Faso. Le biochar, encore appelé « charbon vert », est issu de la pyrolyse lente de biomasse végétale dans une atmosphère anoxique ou à faible teneur en oxygène. Il en résulte un produit dont la teneur en carbone est très élevée (Lehmann et al, 2006). Le biochar appliqué aux sols peut permettre de favoriser la séquestration de carbone (Lehmann et Joseph, 2009 ; Verheijen et al, 2010).

D'autres études montrent un effet bénéfique du biochar sur la fertilité des sols et leur productivité végétale (Glaser et al, 2002 ; Lehmann et al, 2003 ; Lehmann et al, 2006 ; Spokas et al, 2009).

Le biochar permettrait également de diminuer les émissions agricoles des gaz à effet de serre (Yanai et al, 2007 ; Rogovska et al, 2009 ; Van Zwieten et al, 2009). Cependant, la communauté scientifique n'est pas unanime sur les effets du biochar. En effet, les impacts des biochars pourraient varier, entre autres facteurs, en fonction du biochar et du sol sur lequel il est appliqué (Jha et al, 2010). Ainsi avant d'en proposer l'utilisation sur un sol donné, des études préliminaires sont nécessaires pour évaluer les effets d'un biochar sur les fonctions biologiques du sol, notamment celles impliquées dans l'émission de N₂O.

L'objectif de cette étude est de montrer, en conditions contrôlées, l'effet de biochar de tiges de coton (Bc) ou de balles de riz (Br) sur les activités biologiques de deux sols de la zone maraichère des Niayes (sols de Pikine et de Lendeng). Il s'agit de déterminer l'effet des différents couples biochar-sol combinés ou non à l'amendement en fientes de volailles et en fumier de cheval pratiqué traditionnellement sur les émissions de CO₂ et de N₂O et certaines activités enzymatiques des sols impliquées dans les cycles du carbone ou de l'azote (β -glucosidase, hydrolyse de la Fluorescéine Di-Acétate (FDA) et uréase).

Notre hypothèse de travail est que l'amendement des sols de Pikine et de Lendeng en biochar permet de diminuer les émissions de CO₂ et de N₂O provoquées par la pratique paysanne (amendement en fientes et fumier).

Le corollaire est que les biochars ont un impact sur l'activité biologique des sols.

Ce mémoire rédigé à la suite de cette étude comporte plusieurs parties :

I : synthèse bibliographique

II : Matériels et méthodes

III : Résultats

IV Discussion.

Et enfin, à la lumière de ce dernier chapitre, sont tirées une conclusion et des perspectives de recherche.

I. SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1 Le maraîchage au Sénégal.

La pratique des cultures maraîchères au Sénégal constitue une activité très ancienne, les premiers jardins potagers ayant été créés dans la presqu'île du Cap Vert dès le début du XIX^e siècle (De Bon et al, 1993). C'est une agriculture urbaine et périurbaine qui s'est développée à la suite des contre-performances de l'agriculture rurale et du déficit alimentaire (Touré-Fall et al, 2000). Son développement s'est considérablement accéléré au Sénégal ces dernières années. En 2003, la superficie couverte par la culture maraîchère était de 23008 ha pour une production de 314537 tonnes (Direction de l'analyse et de la prévision des Statistiques, 2009).

Située sur la Côte Ouest du Sénégal, la région des Niayes jouit de conditions climatiques favorables au développement d'une horticulture de type méditerranéenne. Le maraîchage dans cette zone constitue une source de revenus très importante et assure l'essentiel de l'approvisionnement de Dakar en légumes (Touré-Fall et al, 2000).

L'amendement organique est pratiqué par les maraîchers de la région pour faire face à la pauvreté des sols en matière organique et le manque de fertilité associé (Touré et Seck, 2005).

1.2 Les sols

Le sol est la partie superficielle de l'écorce terrestre. Il est issu de la transformation de la roche sous l'action de facteurs biologiques et physico-chimiques. Le résultat de cette transformation est une liaison intime entre une fraction inerte, issue des constituants de la roche mère et des apports organiques, et une composante vivante.

Le sol est le siège d'activités biologiques liées à la dégradation de la matière organique qui jouent un rôle essentiel dans les cycles biogéochimiques du carbone et de l'azote entre autres. Le sol, réserve de nutriments, est le support de la production végétale ; il peut aussi influencer la composition de l'atmosphère en émettant des gaz à effet de serre.

1.2.1 Matière organique (MO) et minéralisation du carbone.

La matière organique du sol est constituée par l'ensemble des composés carbonés d'origine animale ou végétale. Elle comprend une fraction inerte (résidus végétaux et animaux) et une fraction vivante constituée par les organismes vivants du sol. Sa décomposition fournit au sol les éléments nutritifs nécessaires à l'activité microbienne et à la croissance des plantes.

Les taux de décomposition de la matière organique sont régulés par les interactions entre la qualité de celle-ci, les organismes vivants et le microclimat (Swift et al, 1979). Lundgardh (1927) a émis l'idée d'une corrélation entre la décomposition de la MO et l'évolution du CO₂ et la température du sol. Cette décomposition serait plus rapide en zone humide que sous climat tempéré ou en zone aride (Stark, 1973). Le processus microbien d'acquisition d'énergie est accompagné de libération d'éléments nutritifs (figure 1). Ces éléments nutritifs peuvent soit intégrer la biomasse microbienne et végétale, soit rester dans le sol ou être perdus à travers le lessivage.

La matière organique, lors de sa minéralisation, passe par différentes phases dont chacune est sous le contrôle de différents organismes. Cependant, la dernière étape de cette décomposition est assurée par les microorganismes hétérotrophes aérobies à travers la respiration. Cela leur permet de maintenir leur potentiel réducteur pour l'énergie et d'acquérir le carbone nécessaire à la production de biomasse (Waldrop, 2000). Cette dernière étape est donc marquée par la libération de CO₂. D'ailleurs l'évolution du CO₂ est le reflet de la dégradation catabolique de la matière organique (Nannipieri, 2003). Le CO₂ est le plus important des gaz à effet de serre et contribue à 60% du réchauffement climatique (Rastogi et al, 2002).

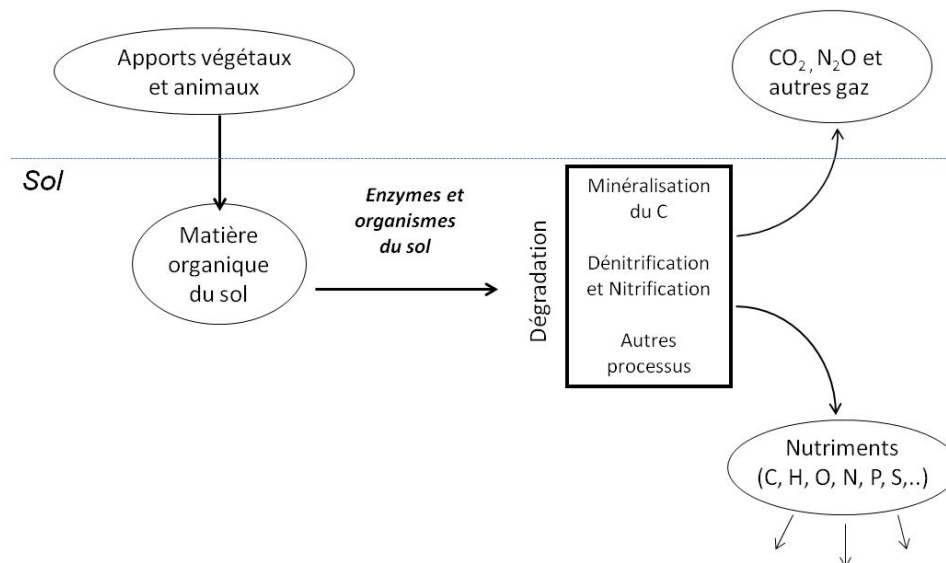


Figure 1 : Processus biologiques de dégradation de la matière organique du sol.

1.2.2 Emissions de N₂O par les sols

Le N₂O est un puissant gaz à effet de serre. Son pouvoir de réchauffement global sur 100 ans est 320 fois plus important que celui du CO₂ avec un temps de vie de 120 ans environ (GIEC, 1996). Le N₂O issu de l'activité humaine contribue à hauteur de 3 GT CO₂e (équivalent dioxyde de carbone) soit environ 8% des émissions totales de gaz à effet de serre en 2004, et l'agriculture est le secteur d'activité à l'origine de 42% du N₂O émis mondialement (Denman et al, 2007).

1.2.2.1 Mécanismes de production

Le N₂O est essentiellement produit à partir des activités biologiques du sol (Knowles, 1982). Les principales voies biologiques de production de N₂O par les sols sont la nitrification et la dénitrification (Klein et al, 2001) (figure 2).

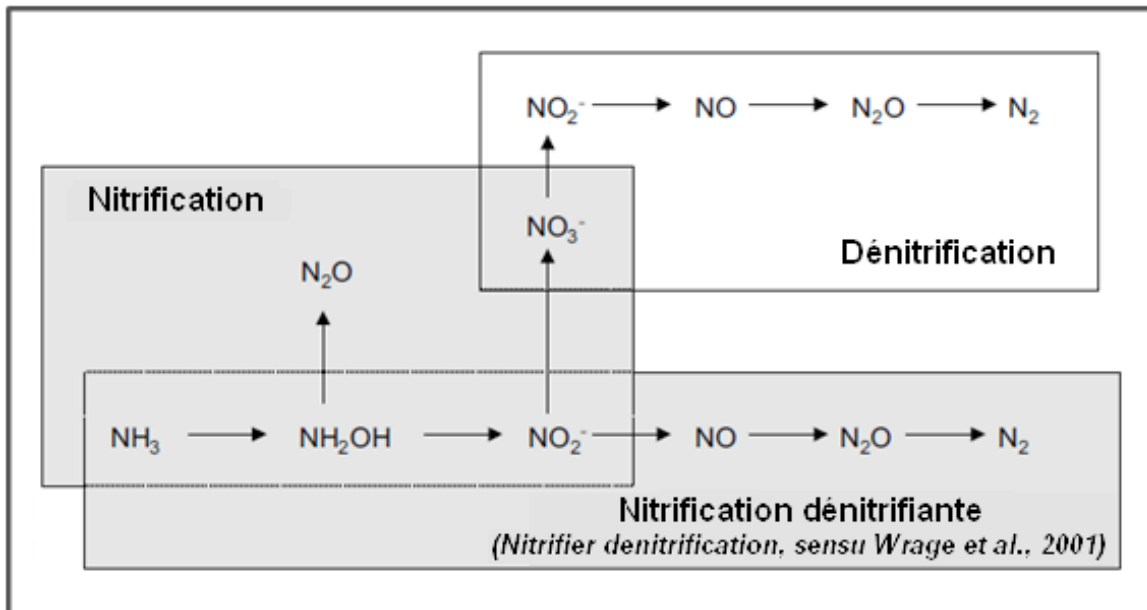


Figure 2 : Principales transformations biologiques de l'azote minéral dans le sol émettrices de N_2O (d'après Wrage *et al.*, 2001).

Durant la nitrification, l'ammoniac (NH_3) ou l'ammonium (NH_4^+) sont oxydés en nitrates (NO_3^-).

La première étape de la réaction appelée nitritation produit d'abord de l'hydroxylamine (NH_2OH) par oxydation de l'ammonium puis des nitrites. L'étape suivante, la nitratisation, transforme les nitrites en nitrates. Ces étapes sont principalement réalisées par les bactéries du genre *Nitrosomonas* et *Nitrobacter* qui sont aérobies et autotrophes ; c'est-à-dire qu'elles retirent leur énergie de l'oxydation respectivement de l'hydroxylamine (NH_2OH) et des nitrites NO_2^- et utilisent le CO_2 comme source de carbone (Colliver et Stephenson, 2000). La nitrification autotrophe est la voie de nitrification la plus répandue. Cependant, certains organismes hétérotrophes, notamment des champignons, qui utilisent les composés organiques au lieu du CO_2 comme source d'énergie, peuvent aussi participer au processus de nitrification (Bremner et Blackmer, 1981).

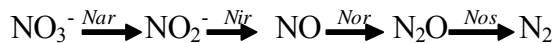
La nitrification peut être une source de protoxyde d'azote comme produit secondaire de la réaction. En effet, lors de l'oxydation de l'ammoniac, la décomposition chimique des intermédiaires de la réaction entraîne la formation de N_2O (Wrage et al, 2001).

La nitrification dénitrifiante (ou dénitrification par les micro-organismes nitrifiants) est une voie particulière de nitrification (figure 2). Il s'agit de l'oxydation de l'azote ammoniacal en nitrite, suivie de la réduction des NO_2^- en N_2O et en N_2 .

Cette voie ressemble dans sa première partie à la nitrification *sensu stricto* (oxydation du NH_3 en NO_2^-). Cependant, elle est effectuée par un unique groupe de microorganismes, les bactéries autotrophes nitritantes qui réalise l'ensemble de la chaîne de réaction. Dans cette voie de production de N_2O , les nitrates ne sont pas un produit de la chaîne de réaction et les enzymes impliquées sont différentes de celles d'une nitrification classique (Wrage et al, 2001).

La dénitrification est un processus de réduction par étapes des formes oxydés de l'azote (NO_3^- et NO_2^-) en diazote (N_2). Le N_2O est un produit intermédiaire de la réaction (figure 2) ; il est produit naturellement et non accidentellement comme c'est le cas pour la nitrification (Wrage et al, 2001).

La production de N_2O via la dénitrification est un équilibre entre le mécanisme de production de N_2O , conduit successivement par les enzymes nitrate réductase (*Nar*), nitrite réductase (*Nir*), oxyde nitrique réductase (*Nor*) et le mécanisme de réduction du N_2O via l'enzyme oxyde nitreux réductase (*Nos*) (Knowles, 1982) :



La dénitrification est assurée par des microorganismes dénitrifiants qui sont largement distribués dans plusieurs familles de bactéries (*Pseudomonas*, *Bacillus*, *Thiobacillus*...) (Firestone, 1982). Ces bactéries sont essentiellement hétérotrophes et anaérobies facultatifs. Les microorganismes dénitrifiants sont capables de substituer le NO_3^- à l'oxygène comme accepteur final d'électrons dans des conditions de faible teneur en oxygène ou d'anaérobiose (Wrage et al, 2001).

1.2.2.2 Facteurs de contrôle des différentes réactions et émissions de N_2O par les sols

Ces processus répondent à plusieurs facteurs de contrôle plus ou moins directs (figure 3).

Ces processus dépendent de la concentration du sol en oxygène, la température, la teneur en azote minéral et en carbone, le pH (Tiedje, 1988, Klein et al, 2001). Ces facteurs dits « proximaux » étant eux-mêmes tributaires d'autres facteurs moins directs (dits « distaux ») comme l'humidité, la texture et la teneur en matière organique du sol, l'apport d'engrais, le climat, etc. Par exemple, la teneur en oxygène du sol, considérée comme le facteur principal contrôlant la production de N_2O (Frolking et al, 1998 ; Luo et al, 1999) dépend de l'humidité du sol qui à son tour est sous le contrôle de la pluviométrie et la texture du sol.

En aérobie les nitrifiants hétérotrophes produisent plus de N_2O par cellule que les nitrifiants autotrophes. Dans certaines conditions (pH bas, taux d'oxygène élevé et disponibilité de matières organiques), ces microorganismes peuvent produire des quantités considérables de N_2O (Papen et al, 1989 ; Anderson et al, 1993). Cependant, les processus peuvent intervenir simultanément dans le sol, en se répartissant entre les microsites aérobie, suboxiques et anoxiques. Plusieurs études donnent la dénitrification comme la principale voie de contributions aux émissions de N_2O des sols, spécialement quand l'oxygène est limitant, par exemple quand l'humidité excède 60 à 70% de la capacité de rétention en eau (Davidson, 1991). Cependant, sous conditions aérobie (ex. à 50% de la capacité de rétention en eau), la nitrification peut être la principale source des émissions de N_2O . Des études ont montré que la nitrification dénitrifiante (dénitrification des bactéries nitrifiantes) peut contribuer à plus de 40% des émissions de N_2O quand le sol est humide à 50% de sa capacité maximale de rétention en eau (Wrage et al, 2005).

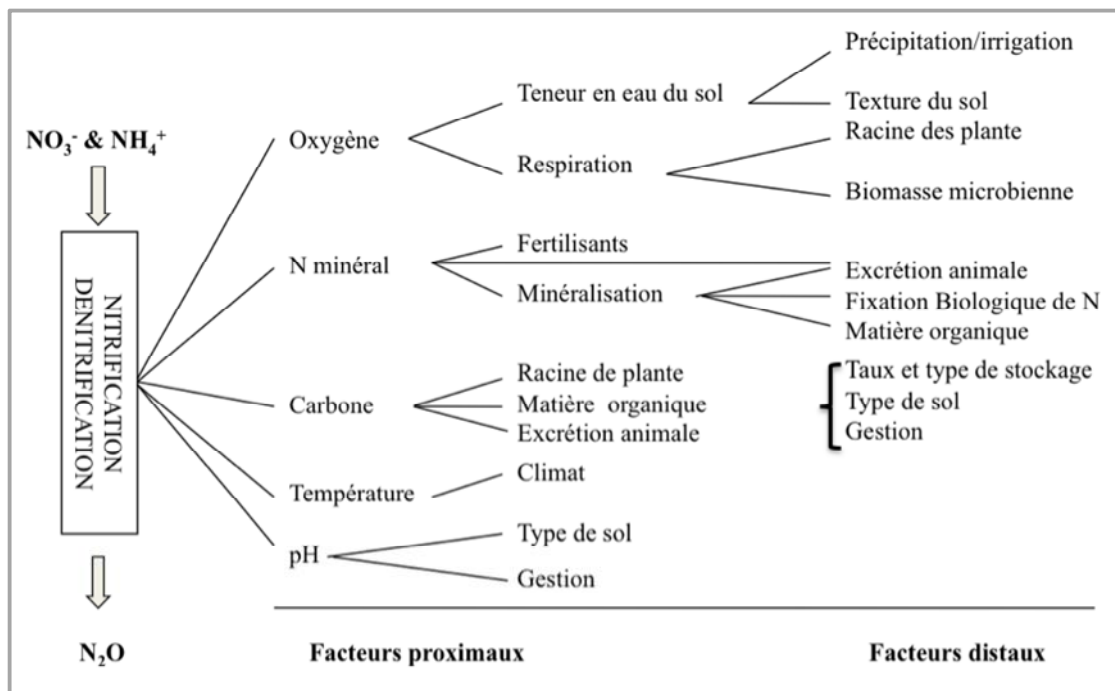


Figure 3 : Les facteurs affectant les émissions de N_2O dans les sols agricoles (d'après Klein et al, 2001).

Les teneurs en azote minéral, substrat des réactions de nitrification et de dénitrification sont également un facteur important dans la régulation des émissions de N_2O . Plusieurs études ont mis en évidence la relation entre la quantité d'azote minéral dans le sol, notamment lorsqu'il est fertilisé, et les émissions de N_2O (par exemple, Hénault et al, 1998 ; Khalil et al, 2005). Selon Dalal et al (2003) les pratiques culturales, notamment la fourniture en carbone et azote, influencent significativement les émissions agricoles de N_2O . Par ailleurs, lors de la dénitrification, le ratio N_2O/N_2 est d'autant plus élevé que le NO_3^- est abondant dans le sol parce que ce dernier est préféré au N_2O comme accepteur d'électron (Knowles, 1982), et les quantités de N_2O produit sont inversement proportionnelles au pH, car la N_2O réductase est inhibée par les pH élevés (Knowles, 1982).

Les différents facteurs se combinent pour présenter un éventail de conditions dans le sol qui régulent de façon complexe la production de N_2O .

1.2.3 Activités enzymatiques

Les études sur les activités enzymatiques se sont surtout développées au début des années 50 (Skujins, 1978). Les enzymes du sol sont à la base de nombreux processus biochimiques. Elles constituent un bon indicateur de la qualité des sols du fait i) de leur grande contribution à la dégradation de la matière organique (Frankenberger et Dick, 1983), ii) des informations qu'elles fournissent sur la composition et l'évolution, sous l'effet des facteurs environnementaux, de la communauté microbienne de chaque sol (Kandeler et al, 1996) et iii) de leur relative facilité de mesure (Dick, 1997). Dans cette étude, les activités enzymatiques mesurées, β -glucosidase, hydrolyse de la fluorescéine diacétate et uréase ; sont couramment utilisées comme indicateurs de l'activité biologique.

1.2.3.1 β -Glucosidase

L'enzyme β -glucosidase contribue à la dégradation de la cellulose (Ljungdahl et Eriksson, 1985). La cellulose, constituée d'une chaîne de molécules de D-glucose, est le principal constituant de la paroi des cellules végétales. Sa dégradation influe sur le cycle du carbone dans le sol et produit du glucose, source de carbone pour les microorganismes. La β -glucosidase, à l'instar des autres glucosidases est retrouvée chez les microorganismes, les végétaux et les animaux (Agrawal et Bahl, 1972). La β -glucosidase est utilisée comme indicateur de la qualité du sol et fournit des informations sur ses antécédents d'activités biologiques et sa capacité à stabiliser la matière organique (Bandick et Dick, 1999). Elle est très sensible aux changements du pH du sol et des pratiques culturales (Dick, 1994 ; Dick et al, 1996).

1.2.3.2 Hydrolyse de la Fluoresceine Di-Acetate (FDA)

La fluorescéine di-acétate est hydrolysée en fluorescéine dans le sol par une large gamme d'enzymes (lipases, protéase et estérases...). La mesure de cette activité est donc un bon indicateur de la qualité biologique du sol (Bandick et Dick, 1999). Par ailleurs, l'hydrolyse de la FDA est fortement corrélée à la teneur en carbone total du sol.

La FDA peut être utilisée pour estimer l'activité microbienne totale du sol (Lundgren, 1981; Schnurer et Rosswall, 1982). Cependant, les facteurs affectant son hydrolyse dans les sols sont mal connus (Schnurer et Rosswall, 1982 ; Adam et Duncan, 2001).

1.2.3.3 Uréase

L'uréase catalyse l'hydrolyse de l'urée ($\text{CO}(\text{NH}_2)_2$), en CO_2 et NH_3 . Cette réaction entraîne une élévation du pH des sols (Brynes et Amberger, 1989). L'uréase est libérée par les cellules microbiennes mortes ou vivantes et peut exister en tant qu'enzyme extracellulaire. L'excès d'ammonium est un facteur bloquant de l'uréase. Dick et al. (1988) montrent que l'addition du produit final (NH_4^+) de la réaction catalysée par cette enzyme, en arrête la synthèse.

1.3 Biochar

1.3.1 Procédés de production

Le biochar est le sous- produit de la pyrolyse artisanale ou industrielle de biomasse végétale ; on parle parfois de « charbon vert ». La pyrolyse consiste en la carbonisation lente dans un environnement contenant peu ou pas d'oxygène. Dans le procédé industriel, le CO_2 synthétisé en cours de production est recyclé dans le système comme énergie ce qui permet de limiter les émissions de CO_2 dans l'atmosphère voire même de les éliminer. Ceci est un avantage par rapport aux procédés artisanaux très émetteurs de CO_2 . La production de biochar génère la synthèse d'autres produits liquides (bio-huile) ou gazeux (« syngas ») qui seront utilisés comme énergie ou combustible. La composition du biochar varie selon le procédé de pyrolyse et la matière première utilisée. Le biochar est produit à partir d'une large gamme de matière première telles que des copeaux de bois, des résidus de récolte, les déchets organiques ou municipaux (Day et al, 2005; Das et al, 2008; Gaunt et Lehmann, 2008). Cependant, les

matières premières avec une grande teneur en lignine ont le plus grand rendement en biochar quand la pyrolyse se fait à une température modérée (environ 500°C) (Fushimi et al, 2003 ; Demirbas, 2006).

1.3.2 Intérêt du biochar comme amendement

Ce qui fait l'intérêt du biochar est sa teneur élevée en carbone. Cette caractéristique fait que son application au sol a d'abord été considérée comme un moyen de fixer de façon quasi-permanente du carbone atmosphérique, grâce à un processus à bilan carbone négatif (figure 4).

La stabilité du biochar dans le sol est une question fondamentale puisque que seule une longue période de résidence peut assurer une séquestration durable du carbone. La stabilité du biochar peut être expliquée par la formation d'anneaux aromatiques extrêmement récalcitrants durant la pyrolyse (Cheng et al, 2006). Cette stabilité dans les sols est affectée par les conditions climatiques, le type de sol, la composition du biochar et les paramètres de production, de telle sorte que l'extrapolation de résultats spécifiques n'est pas évidente (Lehmann, 2007a).

La conversion de la biomasse en biochar change fondamentalement les dynamiques de transformation en ce qui concerne la séquestration du carbone (Figure 5). En carbonisant la biomasse, 50% de son carbone est immédiatement libéré, laissant stable le reste du carbone dans le biochar.

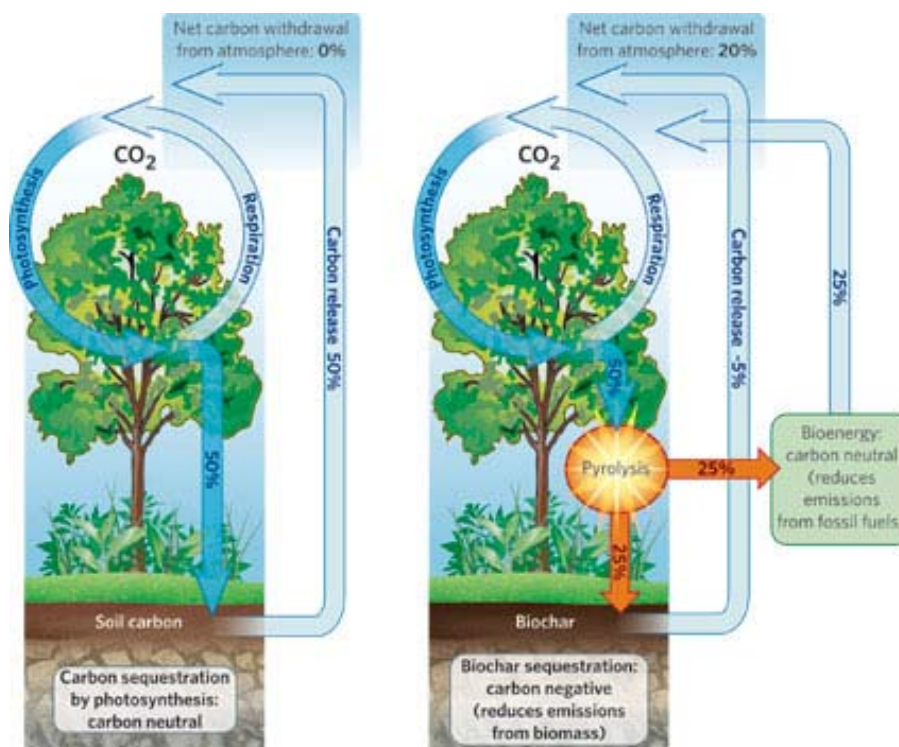


Figure 4. Séquestration du carbone dans un système sans (à gauche) et avec (à droite) production et incorporation de biochar au sol (Lehmann, 2007a).

Un matériel autre que le biochar, en se décomposant dans le sol, libère du carbone plus lentement au cours du temps. Cependant, cette perte de carbone continue jusqu'à ce qu'il en reste environ 10-20% au final (selon la qualité du carbone et l'environnement). Donc finalement le biochar mènerait à une meilleure séquestration du carbone dans le sol (Lehmann et al, 2006 ; 2007ab). Cependant, les résultats des études scientifiques sont contradictoires, et aussi bien une décomposition rapide (Bird et al, 1999) qu'une décomposition lente (Shindo, 1991) des biochars sont constatées.

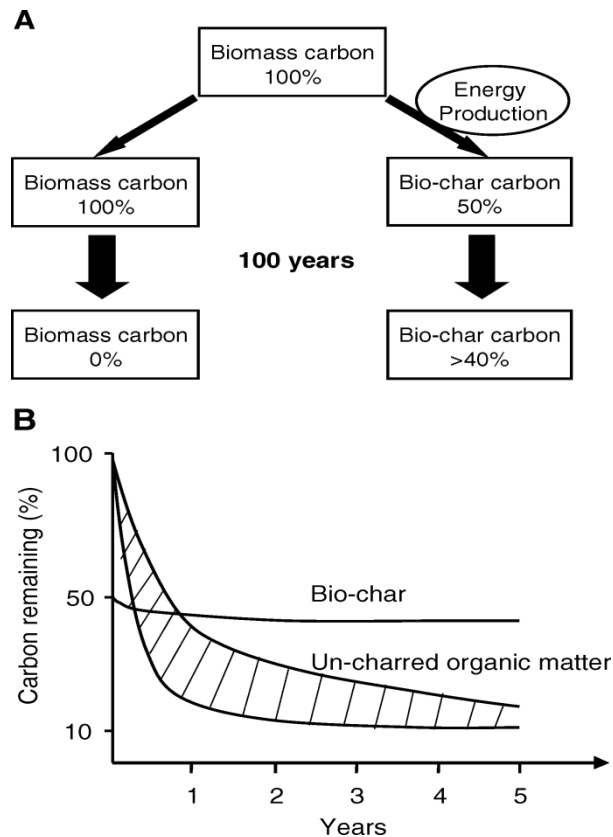


Figure 5 : Evolution de la minéralisation du biochar et de la biomasse non carbonisée dans le sol au cours du temps selon Lehmann et al (2006).

Le biochar suscite également un intérêt agronomique depuis plusieurs années, en particulier après la découverte en Amazonie de la fertilité des Terra Preta, ces « terres noires » issues de l'accumulation des résidus de combustion lente de déchets organiques.

1.3.3 Effets de l'apport de biochar sur les sols

Des expérimentations ont été conduites pour divers sols et sous des climats variés pour notamment évaluer l'intérêt agronomique de l'addition de biochar au sol. Dans la littérature scientifique les quantités de biochars appliquées sont, cependant, très variables, tout comme la nature des biochars utilisés ; ces données ne sont parfois que partiellement renseignées. Dans une synthèse de Glaser et al (2002), on remarque la grande variété des taux d'application des biochar (0.5 à 135 t/ha) sur les sols. Chan et al (2007) étudient l'effet de biochars sur la productivité des plantes et la qualité des sols en l'appliquant à des taux allant de 10 à 100 t/ha.

Les propriétés du sol sur lesquelles le biochar peut agir directement ou indirectement sont la porosité et la capacité de rétention en eau, le pH et la rétention des nutriments, la biomasse microbienne et l'activité des microorganismes.

1.3.4 Impacts sur les propriétés physiques et chimiques du sol

Le biochar a une structure poreuse ce qui lui confère des propriétés d'absorption et de rétention en eau (Brodowski et al, 2006 ; Liang et al, 2006). Le biochar augmente la porosité du sol, permettant l'approvisionnement en l'oxygène dans le sol sous un large éventail de conditions hydriques et diminue les microsites anaérobiques favorables à la dénitrification (Yanai et al, 2007). Le volume poral du sol étant rempli soit d'air soit d'eau, son augmentation peut donc conduire à une élévation de la capacité de rétention en eau des sols. Cependant, l'importance des changements va dépendre des caractéristiques de la porosité de chaque type de biochar et des taux d'application. La distribution de la taille des pores du biochar dépend de la structure anatomique de la matière première et des conditions de pyrolyse notamment la température de carbonisation. Par ailleurs, l'interaction entre le biochar, l'argile et la matière organique du sol peut amener à la formation de micro agrégats au cours du temps (Brodowski et al, 2006 ; Cheng et al, 2006 ; Liang et al, 2006), qui contribueront aussi à un changement de porosité.

A l'instar des résidus de végétaux brûlés, le biochar peut contenir des concentrations variées de cendres alcalines qui pourraient être facilement libérées et lessivées dans le sol et atténuer son acidité (Raison, 1979 ; Brennan et al, 2004). Cependant, l'oxydation du biochar peut abaisser le pH du sol à proximité des particules de biochar (Cheng et al, 2006). L'effet du biochar sur le pH du sol est conditionné par la teneur et la nature des cendres, en relation directe avec la matière première et le procédé de production utilisé.

Le biochar peut enrichir le sol en lui apportant des nutriments. Il permet aussi une meilleure rétention des nutriments par le sol et peut servir aussi à améliorer la qualité de ses propriétés physiques et biologiques (Glaser et al. 2002 ; Lehmann et Rondon, 2006). Lehmann et al (2011) pense qu'il existe une co-localisation des nutriments et des microorganismes à la surface du biochar. Ceci permettrait une meilleure efficacité de microorganismes dans l'utilisation du carbone organique.

1.3.5 Effet sur les propriétés biologiques du sol

Les interactions entre les biochars et les microorganismes du sol sont complexes. D'une part, la diversité microbienne et sa taille ainsi que son activité peuvent être affectées par le biochar. D'autre part, ces microorganismes sont capables de modifier les propriétés du biochar dans le sol (Lehmann et al, 2006).

La structure macromoléculaire du biochar est majoritairement aromatique. Ceci lui confère un caractère récalcitrant à la décomposition microbienne comparativement à sa matière première (Baldock et Smernik, 2002). Mais le biochar pourrait contenir quelques proportions de matière organique facilement dégradable (Bird et al, 1999 ; Hamer et al, 2004). Cette matière peut être utilisée comme source d'énergie par les microorganismes hétérotrophes, ce qui constitue la première étape de la décomposition des biochars (Lehman et

al, 2006). Par ailleurs, Kuzyakov et al (2009) ont démontré l'incorporation du carbone de biochar dans la biomasse microbienne du sol, ce qui peut avoir pour effet de stimuler la croissance de la biomasse microbienne et une augmentation des émissions de CO₂ via la respiration. Cependant, Steinbess et al (2009) ont fait état d'une diminution de la respiration du sol après application de biochar. Cette diminution est la conséquence d'une baisse du taux de décomposition de la matière organique du sol stabilisée par le biochar.

Par ailleurs, la nature poreuse du biochar a un impact sur le milieu de vie des microorganismes du sol. Les pores des particules de biochar fourniraient un habitat aux microorganismes qui les colonisent (Pietikäinen et al, 2000 ; Warnock et al, 2007). Du fait de la différence de taille entre les bactéries et les hyphes de champignons et les autres organismes du sol, il semble que les pores des biochars seraient colonisés par les bactéries et les hyphes plutôt que par leurs prédateurs (Warnock et al, 2007). Ainsi, en l'absence de prédateurs, les microorganismes habitant le biochar vont proliférer, ce qui peut induire une immobilisation de l'azote du sol et, par conséquent, une réduction des émissions de N₂O par le sol.

Globalement, l'augmentation de la biomasse et de la croissance microbienne, la réduction subséquente de la disponibilité de l'azote dans le sol suite à l'application de biochar, peuvent potentiellement se produire dans 3 cas :

- Le biochar peut servir de source d'énergie pour les microorganismes hétérotrophes.
- Le biochar pourrait fournir une protection pour les microorganismes colonisant les espaces des pores.
- En absorbant le substrat carboné et les nutriments dans le sol, le biochar peut augmenter le métabolisme et la croissance des microorganismes proliférant sur ou autour du biochar.

Toutefois, en utilisant 11 différents types de biochars, Singh et Cowie (2008) n'ont pas trouvé d'effets interactifs significatifs du type de biochar et du temps d'incubation sur le carbone de la biomasse microbienne.

Bien que le rapport N₂O/N₂ à travers la dénitrification diminue avec l'approvisionnement en carbone dissout et, en matière organique pré-décomposée (Burford et Bremner, 1975), des quantités importantes de carbone déjà disponible ont tendance à provoquer une augmentation de la production de N₂O dans le sol, particulièrement suite à l'application d'intrants azotés (Zebarth et al, 2008). La teneur en NO₃⁻ est positivement corrélée à la production de N₂O, spécialement en présence de grandes quantités de carbone biodisponible (Gillan et al, 2008). Comme le biochar est capable d'absorber de la matière organique naturelle du sol (Gundale et De Luca, 2006), la réduction des émissions de N₂O à travers la dénitrification des sols amendés en biochar peut partiellement être due à la diminution de la matière organique facilement décomposable dans le sol (due à son absorption à la surface du biochar), nécessaire pour supporter l'activité bactérie dénitrifiantes hétérotrophes.

II. MATERIELS ET METHODES

2.1 Matériels

2.1.1 Sols

Les sols ont été prélevés dans des parcelles de maraîchage situées dans des zones de bas-fonds à Pikine et Lendeng (à l'Est de Rufisque ; figure 6) Lendeng se situe dans une zone de maraîchage intensif où la plupart des légumes consommés en zone urbaine sont cultivés. A Pikine, la laitue (salade) est la culture de prédilection. Dans ces deux zones, les terres arables étant pauvres et peu fertiles, un amendement organique est pratiqué par les maraîchers. Cet amendement peut se composer de fientes de volaille, fumier d'abattoir et boues d'épuration. Il n'y a pas de système d'irrigation et l'essentiel de l'alimentation en eau se fait par le biais du réseau hydrique urbain.

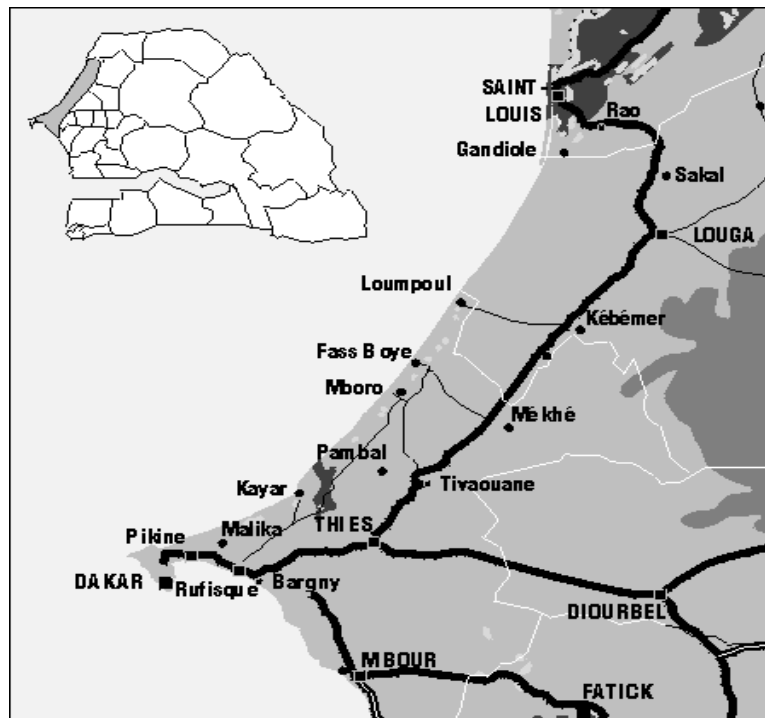


Figure 6 : Carte de la zone des Niayes (Echelle approximative 1:4000000).

Le sol de Pikine a connu des antécédents de fertilisation organique à base de fumier d'abattoir et de fientes de volaille. Il a été remblayé, ce qui peut avoir significativement perturbé la succession des horizons. Le sol de Lendeng a également eu un antécédent de fertilisation organique. La récolte précédente était du gombo à Pikine et de la laitue à Lendeng.

Les caractéristiques chimiques des sols de Pikine et de Lendeng proviennent d'une étude antérieure (*Moussa N'Diènor, Projet DUAE, Dakar, Sénégal*) faite sur les mêmes sites que pour notre étude. Le sol de Lendeng est composé de sable à 661 mg g^{-1} sol, d'argile à 212 mg g^{-1} sol et de limon à 127 mg g^{-1} sol (tableau 1). Les teneurs en carbone total et en carbone

organique pour ce sol sont respectivement de 20 et de 11 mg g⁻¹ (tableau 1). Ceci témoigne d'un sol carbonaté dont la présence s'explique par la nature calcaire de la roche mère. Sa capacité au champ (capacité maximale de rétention en eau) est de 14 % et sa densité apparente au moment du prélèvement de 1,52 g cm⁻³. Le sol de Pikine est fortement sableux (951 mg sables g⁻¹ sol) avec une faible proportion d'argiles (29 mg g⁻¹ sol). Ce sol est caractérisé par des teneurs en carbone total et en carbone organique voisines, 7,3 et 7,2 mg g⁻¹ de sol respectivement. Il est caractérisé par une capacité au champ de 9 % et d'une densité apparente de 1,69 g cm⁻³.

Ces deux sols ne présentent pas de différence significative en termes de pH (8.0 et 8.2, respectivement à Lendeng et Pikine), et de teneur en azote total (0,6 et 0,8 mg N g⁻¹ sol).

Tableau 1 : Principales caractéristiques des sols (horizon de surface) (Données M. Ndiénor, LEMSAT).

Caractéristiques	Sol Pikine	Sol Lendeng
Argile (mg.g ⁻¹)	29 ^a	212 ^b
Limon (mg.g ⁻¹)	20 ^a	127 ^c
Sable (mg.g ⁻¹)	951 ^b	661 ^a
pH (eau)	8,2 ^c	8 ^{bc}
N total (mg.g ⁻¹)	0,6 ^b	0,8 ^b
C total (mg.g ⁻¹)	7,3 ^a	20 ^b
C organique (mg.g ⁻¹)	7,2 ^b	11 ^c
C/N	12 ^a	25 ^c
Densité apparente (g.cm ⁻³)	1,69	1,52
Capacité de rétention en eau (%)	9	14

Les lettres différentes sur une même ligne soulignent des valeurs significativement différentes ($p < 0,05$).

Les sols utilisés dans notre étude ont été échantillonnés sur une profondeur de 10 cm (horizon 0-10 cm). Pour chaque site (Pikine et Lendeng), les prélèvements ont été faits sur trois parcelles. Le mode d'échantillonnage est le suivant : 4 prélèvements sur chaque diagonale de la parcelle et 2x2 au milieu suivant la largeur (figure 7). Ce qui fait 12 prélèvements par parcelle. Ces 12 prélèvements sont mélangés pour former un échantillon composite de la parcelle. L'opération est répétée dans les trois parcelles puis les sols sont mélangés pour former un seul échantillon par site.

Au laboratoire, les deux sols ont d'abord été séchés à l'ombre avant d'être tamisés à 2 mm pour utilisation au laboratoire. Le sol de Pikine est noté P, celui de Lendeng est noté L.

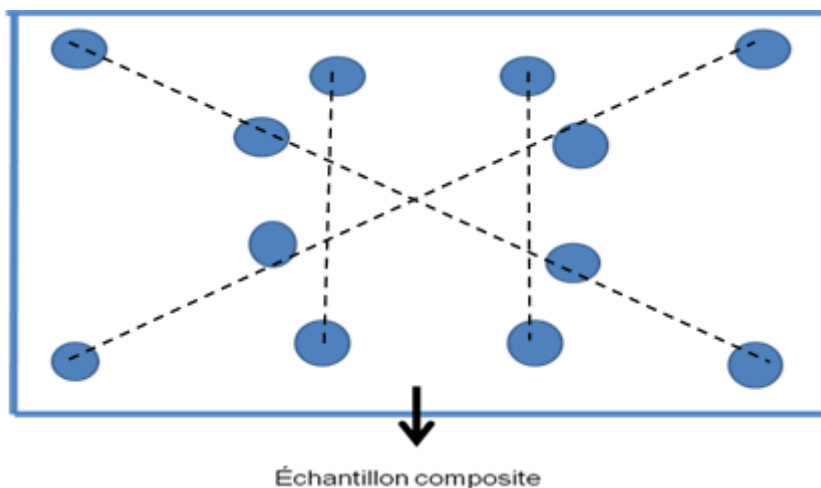


Figure 7 : Mode de prélèvement du sol pour chaque parcelle.

2.1.2 Matières apportées lors de l'expérimentation

2.1.2.1 Fientes de volailles et fumier de cheval

Un mélange de fientes de volailles et de fumier de cheval est couramment utilisé par les maraichers de la banlieue de Dakar pour fertiliser leurs cultures.

La fiente de volaille utilisée dans notre étude provient de Pikine et le fumier de Lendeng. Ces matières ont été préalablement analysées pour les besoins d'une autre étude ; les principales caractéristiques de ces matières sont données dans le tableau 2.

Ces matières organiques ont été apportées en mélange à 8.5 t de matière sèche (MS) /ha dont 1/3 pour la fiente et 2/3 pour le fumier de cheval conformément à la pratique maraichère à Pikine et Lendeng.

Tableau 2 : Principales caractéristiques du fumier de cheval et des fientes de poules utilisés (*données Moussa N'Diénéor, Projet DUAE, Dakar, Sénégal*).

	C total (mg.g ⁻¹ MS)	N total (mg.g ⁻¹ MS)	C/N	Humidité (% MS)
Fumier de cheval	224^b	23^c	10^b	9,3
Fiente de Volaille	279^c	66^d	4^a	9,1

Les lettres différentes sur une même colonne soulignent des valeurs significativement différentes ($p < 0,05$).

2.1.2.2 Biochars

Notre étude a utilisé deux biochars de structure à l'état brut assez contrastée du fait des matières utilisées. Ces biochars sont homogénéisés par broyage (à 2 mm) avant utilisation dans l'expérimentation. Un biochar a été produit au Sénégal dans la région de Saint-Louis à Ross Bethio par l'ONG Pro Natura. Il est à base de balles de riz (*Oryza glaberrima*) ; il sera noté Br. Sa température de pyrolyse est de 550°C. Le second biochar a été produit à Pô

(Burkina Faso) à une température supérieure à 500°C sous atmosphère anoxique à partir des tiges de coton (*Gossypium sp.*) ; il sera noté Bc.

Les deux biochars ont des teneurs en carbone et azote totaux contrastées (tableau 3).

Tableau 3 : Teneurs en carbone (C) et azote (N) totaux et humidité des biochars.

Type de biochar	C (mg.g ⁻¹ MS)	N (mg.g ⁻¹ MS)	Humidité (%)
Biochar de coton (Bc)	813	5,8	4,5
Biochar de riz (Br)	395	4,0	9,1

2.2 Expérimentation en conditions contrôlées

2.2.1 Détermination préliminaire de la densité apparente

Les densités apparentes des deux sols ont été déterminées au champ au moment du prélèvement par échantillonnage indépendant à l'aide de cylindres de 98,5 cm³ et de cube de 125 cm³. Pour chaque sol, 3 répétitions ont été faites. Les échantillons de sol ont été pesés, ensuite le rapport poids/volume a été calculé. Les densités apparentes nous ont permis, pour les matières organiques, de rapporter des doses en tonne/ha utilisées au champ à une référence en poids (mg/g sol) utilisable au laboratoire.

2.2.2 Pré incubation des sols

Pour Lendeng et Pikine, 2 kg de sol sec répartis dans deux bocaux de 1 L ont été réhumidifiés à 60% de leur capacité maximale de rétention en eau (capacité au champ). Chaque bocal a été couvert d'un parafilm pour permettre les échanges gazeux tout en limitant les pertes en eau par évaporation et placé à l'obscurité dans une étuve à 28°C pendant une semaine. La pré-incubation sert à réveiller les microorganismes.

2.2.3 Mise en incubation

Chaque sol a fait l'objet de six traitements avec trois répétitions par traitement :

- ST : Sol seul (témoin) ;
- S + FF : Sol + fientes de volaille + Fumier de cheval (FF)
- S + Bc : Sol + biochar de coton (Bc)
- S + Br : Sol + biochar de riz (Br)
- S + FF + Bc
- S + FF + Br

Les lettres P et L précéderont chaque traitement pour désigner Pikine et Lendeng respectivement. Les quantités de matières apportées par gramme de sol sont calculées en utilisant les doses apportées habituellement à l'hectare et la densité apparente mesurée pour

chaque site (tableau 4). La dose de chaque matière a été réajustée par rapport à son humidité résiduelle.

Les biochars ont été appliqués à une dose équivalente à 60 t ha^{-1} , valeur moyenne des taux d'application observés dans des études menées sur le biochar. Le mélange FF, fientes + fumier, est composé au 2/3 de fumier de cheval, et est apporté à une dose équivalente à $8,5 \text{ t}$ de matière sèche par hectare.

Tableau 4 : Doses de matières apportées au sol dans l'expérimentation en conditions contrôlées.

	Doses de matière apportée (mg.g^{-1} sol)	
	Sol de Pikine	Sol de Lendeng
Fumier de cheval	3,6	4
Fiente de volaille	1,8	2
Biochar de coton	37	41
Biochar de riz	39	43

Pour chaque sol, deux séries de chacun des traitements (avec 3 répétitions / traitement) sont préparés (figure 8) :

- des flacons de 330 ml avec bouchons hermétiques contenant 20 g de sol sont utilisés pour le suivi des dégagements gazeux au cours des 28 jours d'incubation
- des pots contenant 50 g de sol sont utilisés pour les analyses réalisées en début et en fin d'incubation (figure 8) (cf paragraphe suivant - Analyses). Ces pots sont dans des bocaux contenant un récipient de soude afin de capter le CO_2 dégagé ; la soude est changée tous les 4 jours pour éviter la saturation.

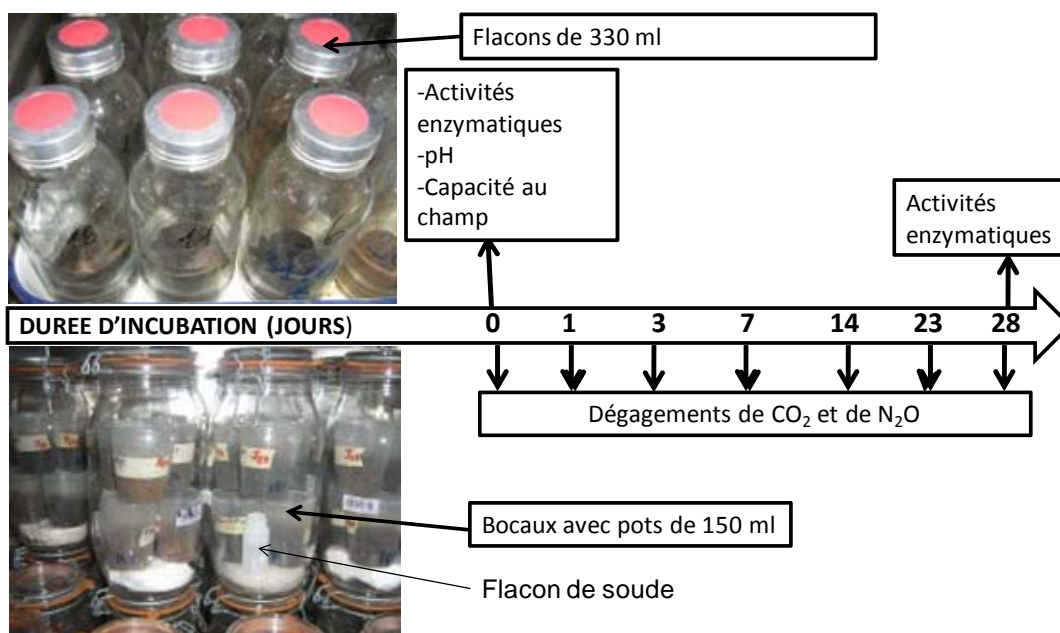


Figure 8 : Déroulement de l'incubation et analyses associées.

Les différents traitements sont placés à l'obscurité dans une étuve à 28°C pendant 28 jours. Tous les flacons et pots sont pesés au minimum un fois par semaine pour rectifier l'humidité ajustée à 70 % de la capacité au champ en début d'incubation

2.3 Analyses

2.3.1 Capacité maximale de rétention en eau des sols

La capacité de rétention en eau des sols a été déterminée pour les deux sols seuls sans apport. Celle-ci a été déterminée à nouveau après mélange avec les biochars pour voir dans quelle mesure ces matières affectent la capacité de rétention en eau de ces sols. Les échantillons sont saturés en eau et l'eau capillaire s'évacue ensuite au travers d'une membrane en papier filtre. Après avoir mesuré le poids du sol saturé en eau, ce dernier est mesuré toutes les 30 minutes pour suivre l'évolution de la perte de poids au cours du temps. L'humidité à la capacité maximale de rétention en eau correspond à l'humidité du sol quand le poids ne varie quasiment plus

2.3.2 pH (eau) des sols

La mesure du pH permet d'évaluer le statut acido-basique du sol. Elle est effectuée à l'aide d'un pH-mètre à électrode plongé dans une suspension de sol dans l'eau (ratio sol/eau = 1/2,5). Le pH des sols dans les différents traitements est déterminé en début d'incubation (J0).

2.3.3 Suivi des dégagements gazeux (CO₂ et N₂O)

Le flux de CO₂ dégagé par la respiration basale du sol est suivi à l'aide d'un microchromatographe en phase gazeuse (μ CPG) (MPI P 200 Microsensor Technology Inc., Fermont, CA, USA). Une fraction de l'atmosphère de chaque flacon est prélevée au moyen d'une aiguille au travers du septum et injectée dans le CPG pour mesurer le pourcentage de CO₂ par rapport au volume total du chaque flacon. Une aliquote de l'atmosphère du flacon est prélevée par un système d'aiguille et injecté dans un tube hermétique de 6.1 ml. Ce tube est envoyé en France pour analyse de la concentration en N₂O sur un CPG à capture d'électron (CPG-ECD ;) dont le seuil de détection est plus sensible. Les concentrations de N₂O étant trop faibles pour être mesurées avec le μ CPG du LEMSAT. Les prélèvements gazeux et mesures sont effectués à 0, 1, 3, 7, 14 et 28 jours d'incubation. Après chaque passage au μ CPG et prélèvement de l'aliquote, l'atmosphère du flacon est renouvelée par un flush et une mesure de la concentration basale en CO₂ du flacon est effectuée. Le dégagement de CO₂ correspond à la minéralisation du C ou respiration basale du sol et est exprimée en unités de CO₂ dégagé par unité de poids et de temps : $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g sol}^{-1}\text{j}^{-1}$. De même, les émissions de N₂O sont exprimées en $\mu\text{g N-N}_2\text{O g sol}^{-1}\text{j}^{-1}$. Les résultats sont également présentés en valeurs cumulées sur l'ensemble de la période de 28 jours.

2.3.4 Activités enzymatiques

2.3.4.1 Principe

Les activités enzymatiques mesurées sont la β -glucosidase, l'hydrolyse de la fluorescéine di-acétate et l'uréase. La prise d'échantillon est de 100 mg de sol pour la β -glucosidase et 1 g pour les autres activités. Pour chaque activité quatre répétitions sont réalisées : trois servent à mesurer l'activité enzymatique par quantification du produit issu de la réaction enzymatique après introduction d'un substrat ; la réaction est stoppée chimiquement après un temps donné permettant la dégradation du substrat et la quantité de produit issu de la réaction enzymatique est dosée par spectrométrie. La quatrième répétition sert de témoin : la réaction est stoppée dès le début de l'analyse et ainsi l'activité enzymatique est inhibée afin de déterminer le bruit de fond colorimétrique dû aux différents produits chimiques et au sol. Lors de chaque manipulation un témoin substrat (TS) sans sol est prévu. Les densités optiques des essais après incubation lues au spectrophotomètre sont ôtées de celles des témoins (bruit de fond) pour avoir l'activité réelle dans chaque échantillon de sol. La quantité de produit obtenu par activité enzymatique est déterminée par comparaison à une droite de calibration qui relie quantité de produit et densité optique. Ces analyses sont faites à 0 et 28 jours d'incubation.

2.3.4.2 L'activité de la β -glucosidase

Les β -glucosidases sont des enzymes qui jouent un rôle important dans la dégradation de la cellulose pour donner des monomères de glucose (Ljungdahl & Eriksson 1985) La mesure de l'activité de la β -glucosidase est basée sur méthode de Hayanono (1973). Elle est basée sur la transformation du substrat para-nitrophényl β -D-glucopyranosides en para-nitrophénol (p-NP) à pH 5.8 obtenu grâce au tampon citrate phosphate. L'incubation dure 2 h à 37°C sous agitation. Le carbonate de sodium a permis d'arrêter la réaction à la fin de l'incubation. Un aliquotage est fait de chaque suspension suivi d'une centrifugation. Le surnageant est passé au spectrophotomètre et les densités optiques sont lues à la longueur d'onde de 400 nm et comparées à celles obtenues pour la droite de calibration (de quantités de p-NP connues). Le résultat final est exprimé en $\mu\text{g pNPg}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$.

2.3.4.3 L'hydrolyse de la Fluorescéine Di-Acétate (FDA)

La fluorescéine di-acétate est hydrolysée en fluorescéine dans le sol par une large gamme d'enzymes (lipases, protéase et estérases...). La mesure de cette activité est donc un bon indicateur de la qualité du sol (Bandick et Dick, 1999). La méthode utilisée pour cette activité est celle d'Adam et Duncan (2001). Elle consiste en la mesure de la quantité de fluorescéine issue de l'hydrolyse de la FDA par les différents groupes enzymatiques du sol. Le tampon utilisé à cet effet est le Potassium-Phosphate à pH 7.6. L'incubation dure 1 h à 30°C. La réaction est arrêtée à la fin de l'incubation par 1 ml d'acétone. Un aliquotage est fait de chaque suspension suivi d'une centrifugation. Le surnageant est passé au spectrophotomètre et les densités optiques sont lues à la longueur d'onde de 490 nm et comparées à la droite d'étalonnage. Le résultat final est exprimé en $\mu\text{g fluorescéine g}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$.

2.3.4.4 Activité uréase

L'activité uréase permet de transformer l'urée en NH_3 et en CO_2 (Byrnes et Amberger, 1989). Cette activité est mesurée selon la méthode modifiée de Kandeler et Gerber (1988). Elle consiste en la mesure de la quantité d'ammonium issue de la transformation de l'urée dans le sol. Le tampon phosphate permet la réalisation du pH 7 pour la réaction d'hydrolyse. L'incubation dure 2 h à 37°C. La réaction est arrêtée par 3 ml de KCl suivie d'un développement de coloration pendant 1 h. Un aliquotage est fait de chaque suspension suivi d'une centrifugation. Le surnageant est passé au spectrophotomètre et les densités optiques sont lues à la longueur d'onde de 660 nm et comparées à la droite d'étalonnage. Le résultat final est exprimé en $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$.

2.4 Analyses statistiques

Pour chaque analyse, la moyenne et l'écart-type ont été calculés ($n = 3$). Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel XLSTAT version 10.7.01. Lorsque les analyses de variance (ANOVA) sont significatives, le test LSD a permis de comparer les traitements entre eux (seuil de significativité $p < 0,05$). Dans le cas contraire, des test t de student ($p < 0,05$) ont permis de comparer les moyennes entre traitements.

III. RESULTATS

3.1 Capacité maximale de rétention en eau

Le tableau 5 présente les capacités de rétention en eau des sols de Lendeng et de Pikine, seuls ou en présence de biochar.

La capacité de rétention en eau du sol de Pikine est de 8,4 % (Tableau 5). L'apport de biochar augmente significativement ($p < 0,05$) la capacité de rétention en eau. Cependant, cet effet est plus marqué avec le biochar de balle de riz (Br) qu'avec le biochar de tige de coton (Bc), 19,9 % contre 16,5 % respectivement.

Le sol de Lendeng présente une capacité de rétention de 13,7 % (tableau 5). Seul le biochar de riz augmente significativement ($p < 0,05$) la capacité de rétention en eau de ce sol.

Tableau 5 : Capacité maximale de rétention en eau (%) des sols de Pikine et de Lendeng, avec ou sans addition de biochar.

Traitements	Sols	
	Pikine	Lendeng
Sol Témoin	8,4 a	13,7 b
Sol+ Biochar de coton (Bc)	16,5 bc	15,6 bc
Sol+ Biochar de riz (Br)	19,9 c	22,4 cd

Deux lettres différentes, quelle que soit la ligne ou la colonne, soulignent des valeurs significativement différentes au seuil de 5%.

3.2 pH des sols

Les pH des sols mesurés au début de l'incubation (J0) pour les différents traitements sont représentés dans la figure 9.

Sol de Pikine

Le pH du sol témoin de Pikine (PST) est de 8,3. L'apport du mélange fientes - fumier sur ce sol (PS+FF) diminue significativement ($p < 0,05$) le pH jusqu'à 7,9 (figure 9A). Le même effet est observé avec le biochar de riz (Br) appliqué seul ou combiné avec le mélange fientes-fumier (FF) ; les valeurs de pH sont 8,0 et 7,8, respectivement. Dans le cas du sol ayant été amendé avec le biochar de coton, on note une augmentation significative ($p < 0,05$) du pH, que le biochar ait été apporté seul ou combiné au mélange fientes-fumier (8,8 et 8,5 respectivement ; figure 9A). Ainsi les valeurs de pH du sol de Pikine se répartissent de la façon suivante entre les traitements :

$$(PS+FF) = (PS+Br) = (PS + FF+ Br) < PST < (PS + Bc) = (PS+FF+Bc).$$

Sol de Lendeng

Les modifications de pH observées sur le sol de Lendeng sont similaires à celles notées pour le sol de Pikine (figure 9B). Les traitements avec mélange fientes-fumier (LS+FF), biochar de riz (LS+Br) et biochar de riz + mélange fientes-fumier (LS+FF+Br) ont provoqué de façon similaire une diminution significative ($p < 0,05$) du pH. Tandis que le biochar de coton seul (LS+Bc) ou avec le mélange fientes-fumier (LS+FF+Bc) a conduit à une augmentation significative ($p < 0,05$) du pH.

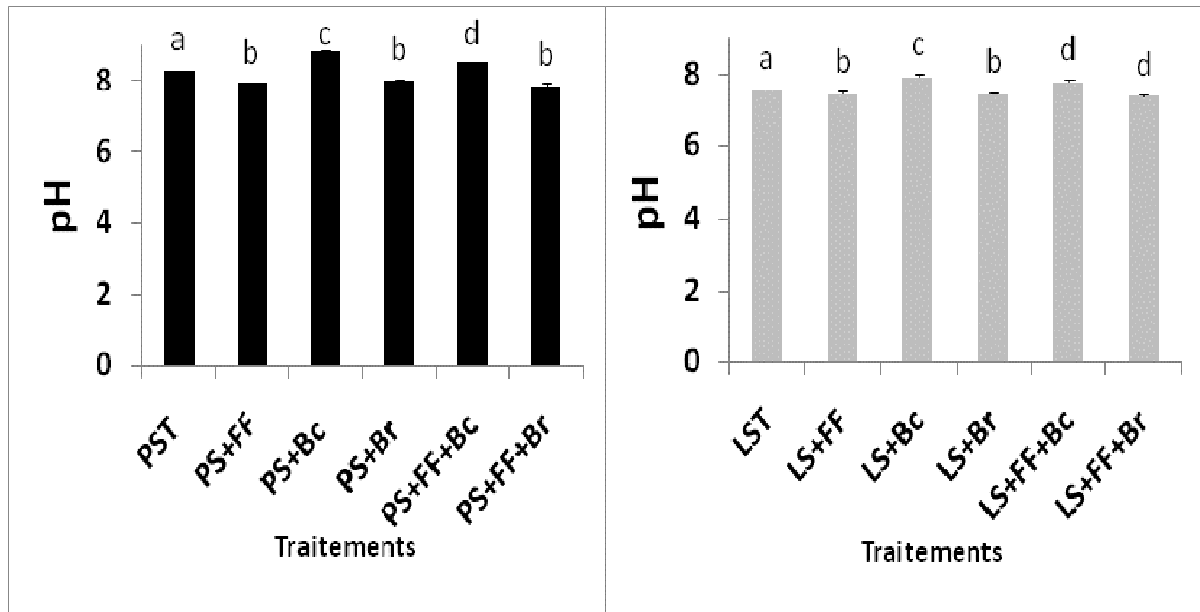


Figure 9 : Effet des différents traitements sur le pH du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B) en début d'incubation (J0). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne ($n = 3$). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes au seuil de 5%.

Dans le cas de Lendeng, les valeurs de pH se répartissent de la façon suivante selon les traitements (figure 9B):

$$(LS+FF) = (LS+Br) = (LS + FF+ Br) < LST < (LS + Bc) = (LS+FF+BC).$$

A traitements identiques, les pH du sol de Pikine sont plus élevés que ceux du sol de Lendeng.

3.3 Dégagements de CO₂.

3.3.1 Flux journaliers de CO₂

Les flux de CO₂ à un pas de temps journalier ($\mu\text{g C-CO}_2/\text{g sol/j}$) sont présentés dans la figure 10.

Sol de Pikine

Les flux journaliers de CO₂ du sol témoin (PST) sont faibles (figure 10A) durant les 28 jours de l'incubation (flux maximal : $10,2 \mu\text{g C-CO}_2\text{g}^{-1} \text{sol j}^{-1}$). Les flux du sol ayant reçu le

mélange fientes-fumier (PS+FF) sont significativement ($p < 0,05$) plus élevés que ceux du sol témoin (PST). Ils varient de 67,1 en début d'incubation à 15,7 $\mu\text{g C-CO}_2/\text{g sol/j}$ en fin d'incubation pour le PS+FF contre 10,2 à 5,2 $\mu\text{g C-CO}_2/\text{g sol/j}$ pour le sol témoin (PST) sur la même période.

L'apport de biochar de coton combiné au mélange fientes-fumier (PS+FF+Bc) entraîne au premier jour de l'incubation, des flux journaliers moyens de CO_2 significativement ($p < 0,05$) plus faibles que ceux du sol avec fientes-fumier (PS+FF), respectivement 48,0 contre 67,1 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$. Le biochar de riz ajouté au sol amendé en fientes et en fumier (PS+FF+Br) a un comportement similaire à celui du traitement PS+FF. Ces trois traitements se comportent ainsi jusqu'au 3^e jour d'incubation. Au 7^e jour les traitements avec biochar et mélange fientes-fumier (PS+FF+Bc et PS+FF+Br) ont des flux similaires et significativement ($p < 0,05$) inférieurs à celui du sol amendé avec de la fiente et du fumier (PS+FF), respectivement 23,9 et 25,8 contre 28,5 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$ (figure 10A). Cette situation perdure jusqu'au 14^e jour. A partir du 23^e jour d'incubation, le traitement PS+FF+Br (biochar de riz ajouté au sol avec fientes-fumier) enregistre un flux journalier significativement inférieur ($p < 0,05$) à celui du traitement sol+fientes et fumier+biochar de coton (PS+FF+Bc), et reste toujours significativement inférieur ($p < 0,05$) à PS+FF. Les traitements avec biochars (PS+Br et PS+Bc) enregistrent des flux du même ordre de grandeur que ceux du sol témoin (PST) durant toute la période de l'incubation (28 jours). Cependant, au 1^e jour, le sol ayant reçu le biochar de riz (PS+Br) enregistre un flux significativement plus élevé ($p < 0,05$) que ceux du sol témoin et du sol avec biochar de coton (PS+Bc), respectivement 16,1 contre 10,2 et 9,1 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$.

Sol de Lendeng

Le sol témoin (LST) engendre des flux journaliers moyens de CO_2 faibles durant les 28 jours d'incubation (max. 20,7 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$, figure 10B). Le sol ayant reçu le mélange de fientes et de fumier (LS+FF) a des flux journaliers moyens significativement plus élevés que ceux du sol témoin ($p < 0,05$). Ils varient de 66,5 en début d'incubation à 11,1 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$ à 28 jours pour le LS+FF contre 20,6 à 6,9 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$ pour le sol témoin (figure 10B) sur la même période. Au 1^e jour de l'incubation le biochar de coton apporté au sol avec le mélange fientes et fumier (LS+FF+Bc) a un flux significativement ($p < 0,05$) plus faible que celui du traitement LS+FF (sol +fientes et fumier), respectivement 52,4 contre 66,5 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$. A partir du 3^e jour d'incubation, le LS+FF+Bc a un comportement similaire à celui du LS+FF et ce, jusqu'au 14^e jour d'incubation. Jusqu'à 14 jours d'incubation, le traitement LS+FF+Br (sol+ fientes - fumier + biochar de riz) a un comportement similaire à celui du LS+FF. A compter du 23^e jour d'incubation, le traitement avec biochar de coton et mélange fientes - fumier (LS+FF+Bc) a des flux plus élevés que ceux des traitements LS+FF+Br et LS+FF (12,5 contre 11,6 et 11,1 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$). Les flux journaliers de CO_2 du sol avec biochar (LS+Br et LS+Bc) sont similaires à ceux du sol témoin (LST) et significativement plus faibles que ceux du sol amendé avec fientes et fumier (LS+FF).

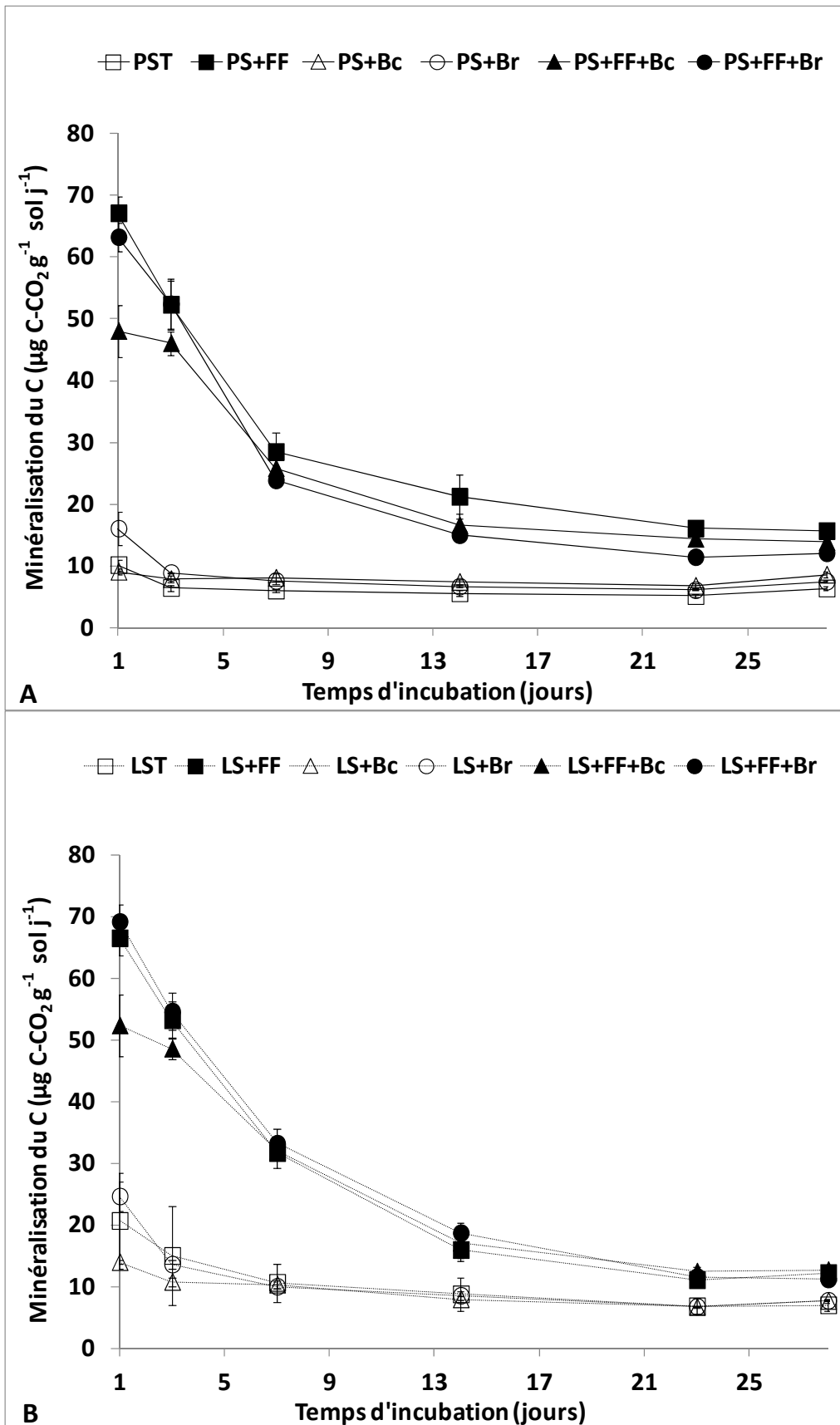


Figure 10 : Effet des différents traitements sur les flux journaliers de CO₂ ($\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$) du sol de Pikine (A) et de Lendeng (B) pendant 28 jours d'incubation. Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3).

3.3.2 Emissions de CO₂ cumulées

La figure 11 présente les émissions de CO₂ cumulées sur 28 jours, pour les sols de Pikine et de Lendeng.

Sol de Pikine

Les quantités de CO₂ émises et cumulées sur les 28 jours d'incubation varient de 153,7 pour le sol témoin (PST) à 653,1 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$ pour le traitement avec fientes-fumier (PS+FF) (Figure 11A). Les traitements avec biochar et mélange fientes-fumier (PS+FF+Bc et PS+FF+Br) ont des valeurs de cumuls similaires, significativement ($p < 0,05$) supérieures à celle du sol témoin mais inférieures à celles du traitement PS+FF. Les émissions cumulées de CO₂ des sols avec apport de biochar seul (PS+Bc et PS+Br), 185,9 et 191,0 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$ respectivement, sont du même ordre de grandeur que celle du sol témoin, et significativement ($p < 0,05$) plus faibles que celle des sols ayant reçu à la fois un biochar et le mélange fientes-fumier.

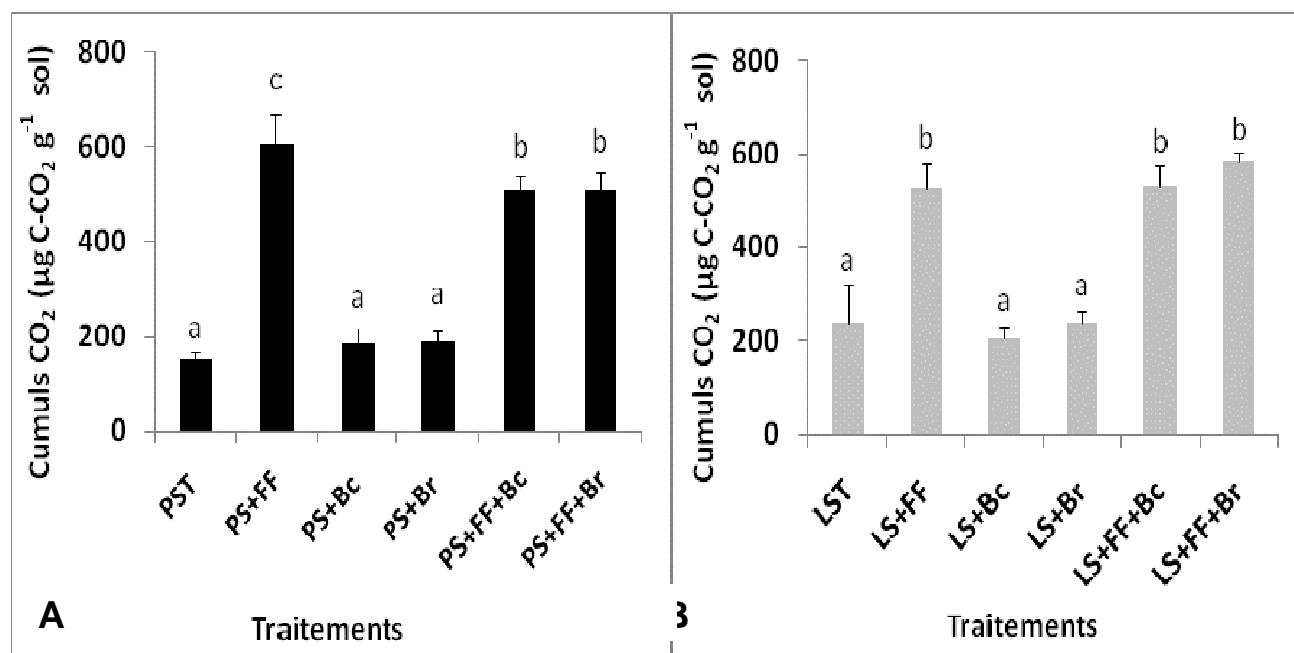


Figure 11 : Effet des différents traitements sur les émissions moyennes de CO₂ ($\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$) cumulées durant 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et de Lendeng (B). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne ($n = 3$) Pour un sol, des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements.

Sol de Lendeng

Les quantités totales de CO₂ cumulées émises par les différents traitements appliqués au sol de Lendeng varient de 231,7 à 607,9 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$ (figure 11B). Le cumul de CO₂ émis par le sol témoin (LST) en 28 jours est de 251,3 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$. Le sol avec mélange fientes-fumier (LS+FF) enregistre un cumul de 566,9 $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ sol}$, significativement

($p < 0,05$) supérieur au cumul observé dans le sol témoin (LST). Les sols avec biochar et mélange fientes-fumier (LS+FF+Br et LS+FF+Bc) ont enregistré des émissions totales de CO_2 similaires à celles du sol amendé en fientes et fumier (LS+FF). Les biochars ajoutés seuls au sol (LS+Bc et LS+Br) présentent des émissions cumulées du même ordre de grandeur que celles du sol témoin et significativement ($p < 0,5$) plus faibles que celles du sol amendé avec fientes et fumier, en présence ou absence de biochar (figure 11B).

3.4 Dégagements de N_2O

3.4.1 Flux journaliers de N_2O

La figure 12 montre l'évolution des flux journaliers de N_2O durant les 28 jours d'incubation du sol de Pikine et de Lendeng pour les différents traitements.

Sol de Pikine

Les traitements sol témoin (PST), et sol avec biochar (PS+Bc et PS+Br) présentent des flux moyens journaliers de N_2O du même ordre de grandeur entre eux et peu élevés durant toute la période d'incubation (figure 12A) (flux maximal : $45,7 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$; figure 12A). Les flux journaliers de N_2O émis par le sol ayant reçu le traitement fientes-fumier (PS+FF) sont significativement plus élevés ($p < 0,05$) que ceux du sol témoin (flux minimal : $100,9 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$, figure 12A) jusqu'au 14^{ème} jour d'incubation. Au-delà les flux enregistrés pour ces traitements sont similaires. Lorsque les biochars sont ajoutés au sol ayant reçu le mélange fientes-fumier (PS+FF+Br et PS+FF+Bc), les flux journaliers de N_2O au premier jour d'incubation sont respectivement de $110,9$ et $289,9 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$ et ne sont pas considérés comme différents de ceux du traitement PS+FF ($200,6 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$) du fait d'une forte variabilité de la mesure. Au 3^e jour d'incubation le PS+FF+Br et le PS+FF émettent des flux similaires et significativement ($p < 0,05$) plus élevés que ceux du PS+FF+Bc. Au 7^e jour, le flux du PS+FF+Br diminue pour ne plus être différent de celui du PS+FF+Bc. Ces deux flux sont à J7 significativement inférieurs à celui du traitement PS+FF. A partir du 14^e jour de l'incubation, plus aucune différence n'est observée entre les traitements.

Sol de Lendeng

Le sol témoin de Lendeng (LST) présente des flux journaliers moyens extrêmement faibles au cours de l'incubation ($< 19 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$; Figure 12B). Jusqu'à 3 jours d'incubation, les flux journaliers de N_2O par jour du traitement LS+FF sont significativement ($p < 0,05$) plus élevés que ceux du sol témoin (Figure 12B). Le traitement combinant biochar et mélange fientes-fumier présente du fait d'une forte variabilité la même évolution que le traitement LS+FF durant les 28 jours d'incubation. Cependant, le flux journalier du sol ayant reçu le mélange fientes-fumier et le biochar de coton (LS+FF+Bc) est significativement inférieur à celui du traitement LS+FF au 3^e jour d'incubation ($112,3$ dans LS+FF+Bc contre $275,9 \mu\text{g N-N}_2\text{O g}^{-1} \text{ sol j}^{-1}$ dans LS+FF). Le sol ayant reçu le biochar de coton (LS+Bc) et celui ayant reçu le biochar de riz (LS+Br) se comportent de la même manière que le sol témoin (LST). A partir du 7^e jour les flux de tous les traitements sont similaires.

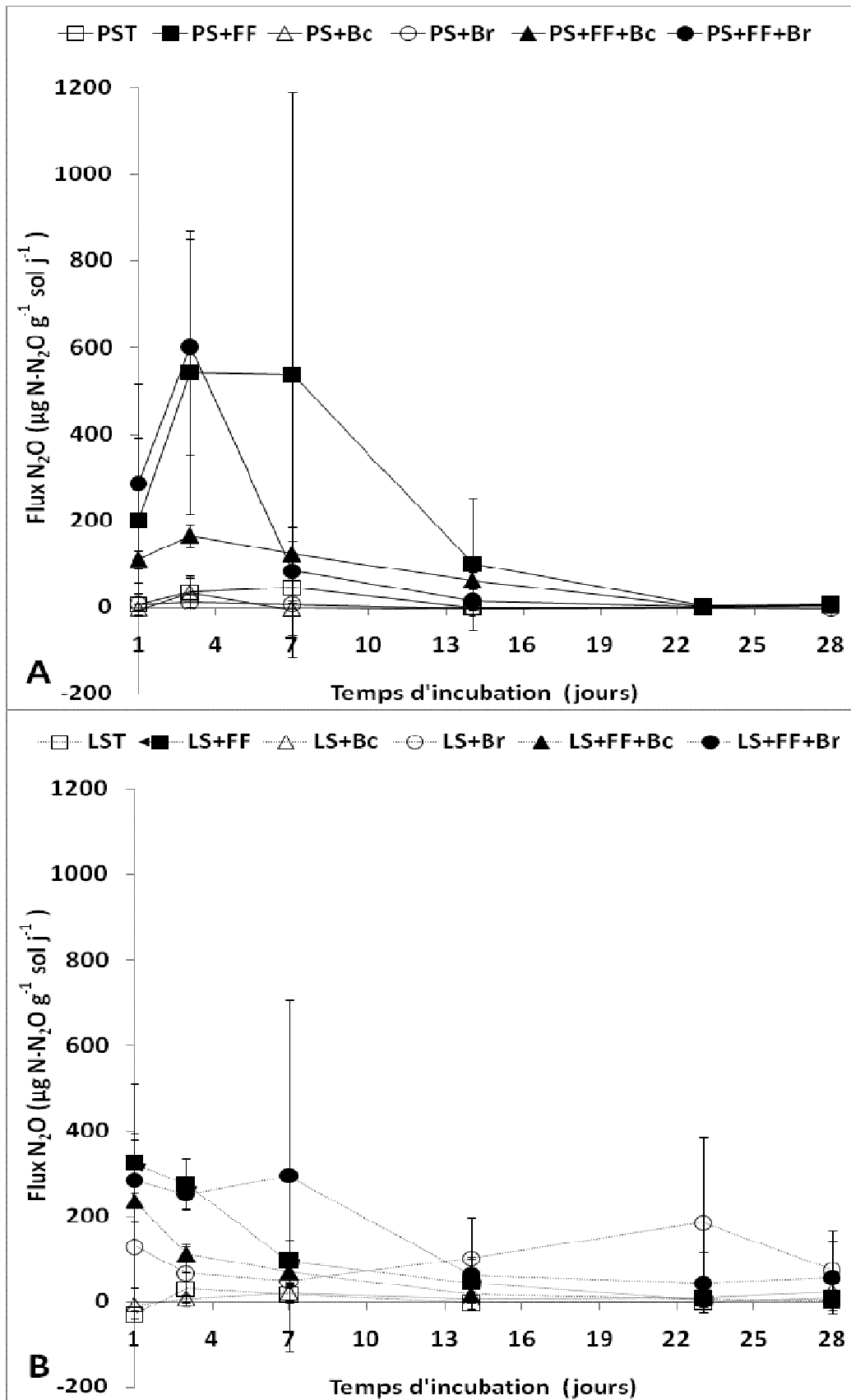


Figure 12 : Effet des différents traitements sur les flux journaliers de N_2O ($\mu g N-N_2O g^{-1} sol j^{-1}$) pendant 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne ($n = 3$).

3.4.2 Emissions de N₂O cumulées

Les émissions de N₂O cumulées à l'issue de la période de 28 jours sont présentées dans la figure 13.

Sol de Pikine

Les émissions cumulées sur 28 jours varient largement selon les traitements, de 32,1 à 4234,9 µg N-N₂O g⁻¹ sol (figure 13A). Les valeurs les plus faibles sont observées pour le groupe de traitements n'ayant pas reçu de mélange fientes+fumier (PST ; PS+Br ; PS+Bc respectivement). Le sol avec le mélange FF (PS+FF ; figure 13A) enregistre la valeur la plus élevée (4234,9 µg N-N₂O g⁻¹ sol). Le 3^e groupe présente des valeurs intermédiaires non différentes significativement des deux précédents groupes (p<0,05 ; figure 13A). Il s'agit des traitements ayant reçu le mélange fientes-fumier et un biochar. Les émissions de N₂O cumulées sur 28 jours sont alors, respectivement, de 1414,1 et 1988,2 µg N-N₂O g⁻¹ pour PS+FF+Bc et PS+FF+Br.

Sol de Lendeng

Les cumuls sur 28 jours des émissions de N₂O varient de 128,2 à 3210,3 µg N-N₂O g⁻¹ sol selon les traitements (Figure 13B). Du fait de la forte variabilité des mesures, il n'y a pas de différence statistiquement significative entre les traitements.

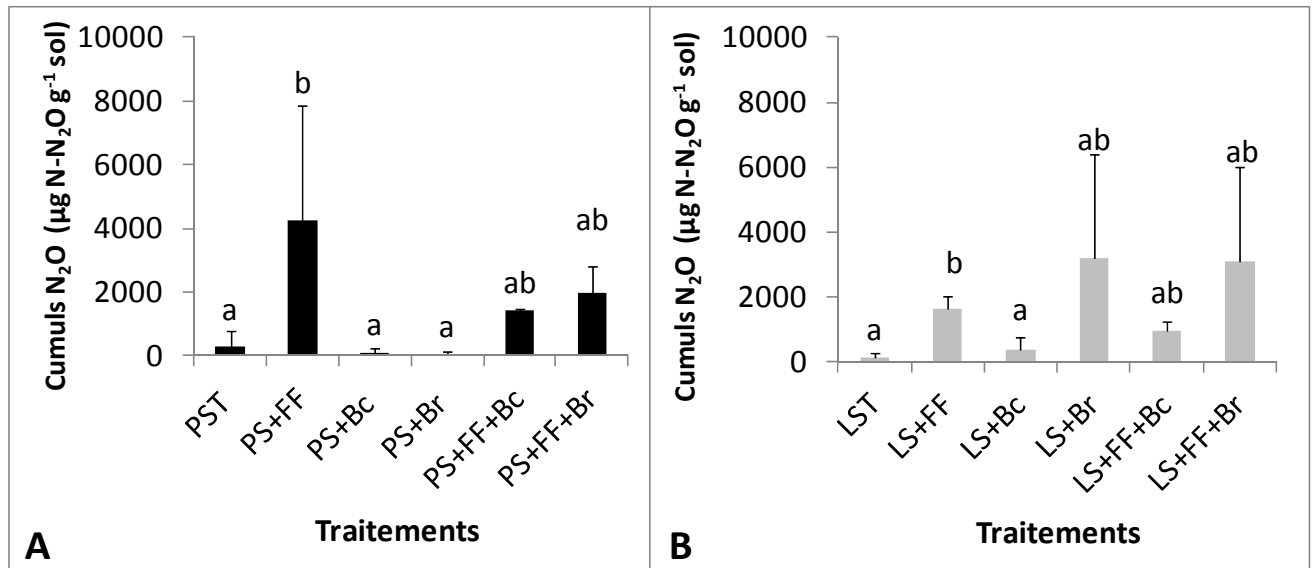


Figure 13 : Effet des différents traitements sur les émissions cumulées de N₂O à 28 jours d'incubation du sol de Pikine (A) et du sol de Lendeng (B). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3). Pour un sol, des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements (p < 0,05).

3.5 Activités enzymatiques

3.5.1 β -glucosidase

Sol de Pikine

Les mesures de l'activité β -glucosidase ont été réalisées à 0 et 28 jours d'incubation. Les résultats pour le sol de Pikine sont présentés selon les traitements dans la figure 14.

Au démarrage de l'incubation (J0), l'activité β -glucosidase du sol témoin (PST) est de 15,4 $\mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$ (figure 14). Hormis le sol amendé avec le biochar de balle de riz (PS+Br), et le traitement avec biochar coton et mélange fientes-fumier (LS+FF+Bc), les autres traitements présentent des valeurs d'activité β -glucosidase similaires à celle du sol témoin (13-16,4 $\mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$ respectivement. Le sol amendé avec le biochar de balle de riz (PS+Br), et le traitement avec biochar coton et mélange fientes-fumier (LS+FF+Bc) ont des activités β -glucosidase significativement ($p < 0,05$) inférieures à celle du traitement LS+FF (6,4 et 10 respectivement contre 16,4 $\mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$; figure 14). Le sol biochar de riz (LS+Br) enregistre une activité significativement ($p < 0,05$) inférieure à celle du sol avec biochar de riz et mélange fientes-fumier (LS+FF+Br). Les sols avec biochar de coton avec ou sans mélange fientes-fumier ont des activités β -glucosidase similaires.

Au 28^e jour de l'incubation (J28), les activités β -glucosidase sont du même ordre de grandeur qu'à J0 ($< 18 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ sol h}^{-1}$). Cependant, ces traitements ne présentent pas entre eux de différence significative en termes d'activité β -glucosidase (figure 14).

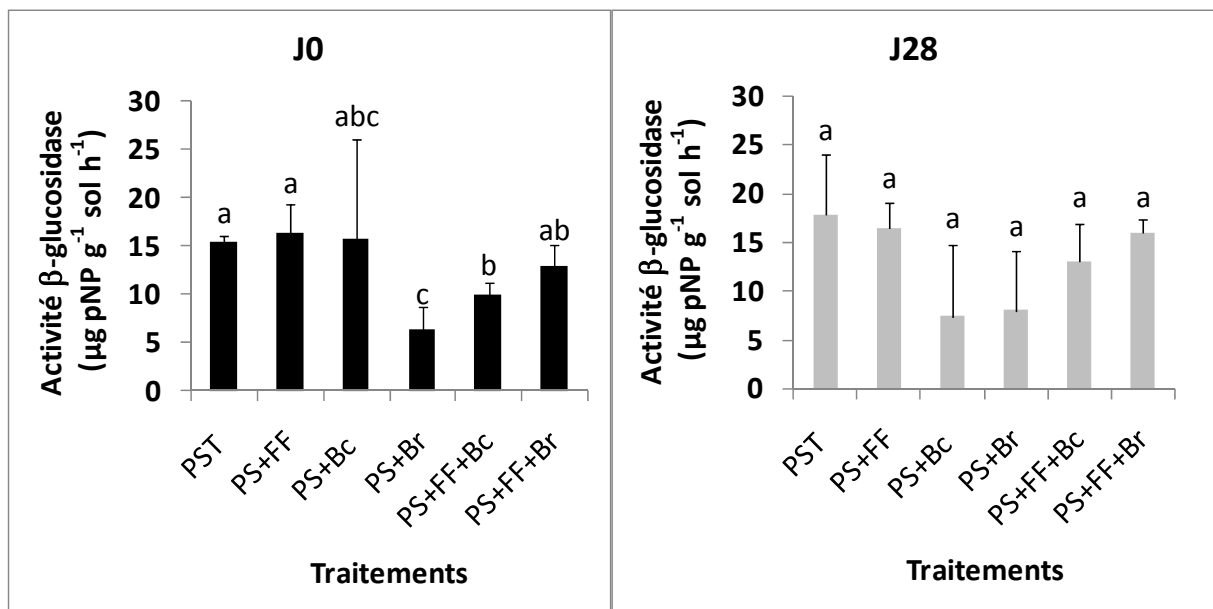


Figure 14 : Effet des traitements sur l'activité de la β -glucosidase du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne ($n = 3$). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements pour une date ($p < 0,05$).

Sol de Lendeng

Les activités de la β -glucosidase du sol de Lendeng sont de manière générale supérieures à celles observées pour le sol de Pikine notamment à traitement et date équivalents (figure 15).

En début d'incubation (J0), l'activité β -glucosidase enregistrée par le sol témoin de Lendeng (LST) est de $78,6 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$ (figure 15). L'amendement en fientes et fumier (traitement LS+FF) n'influence pas significativement l'activité de la β -glucosidase ($62,4 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$). Les traitements avec biochar de riz seul (LS+Br) ou biochar de riz combiné au mélange fientes-fumier (LS+FF+Br) ont des activités β -glucosidase significativement plus faibles que celle du LS+FF ($32,2$ et $27,6 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$ respectivement contre $62,4 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$). Les traitements sol+biochar coton et sol+biochar coton+mélange fientes-fumier (LS+Bc et LS+FF+Bc) sont similaires au LS+FF ($62,4$ et $58,6 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$) mais significativement inférieures à celle du sol témoin.

Au 28^e jour (J28), le sol témoin de Lendeng (LST) a une activité β -glucosidase de $65,4 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$ (figure 15). Elle est significativement ($p < 0,05$) inférieure à celle des traitements LS+FF et LL+ FF+ Bc ($81,4$ et $75 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$ respectivement) mais supérieure à celles observées dans les traitements LS+FF+Br et LS+Br ($53,6$ et $40,8 \mu\text{g pNP g}^{-1} \text{sol h}^{-1}$ respectivement). Le traitement LS+Bc a une activité β -glucosidase significativement ($p < 0,05$) supérieure à celle du sol témoin mais similaire à celle du traitement LS+FF.

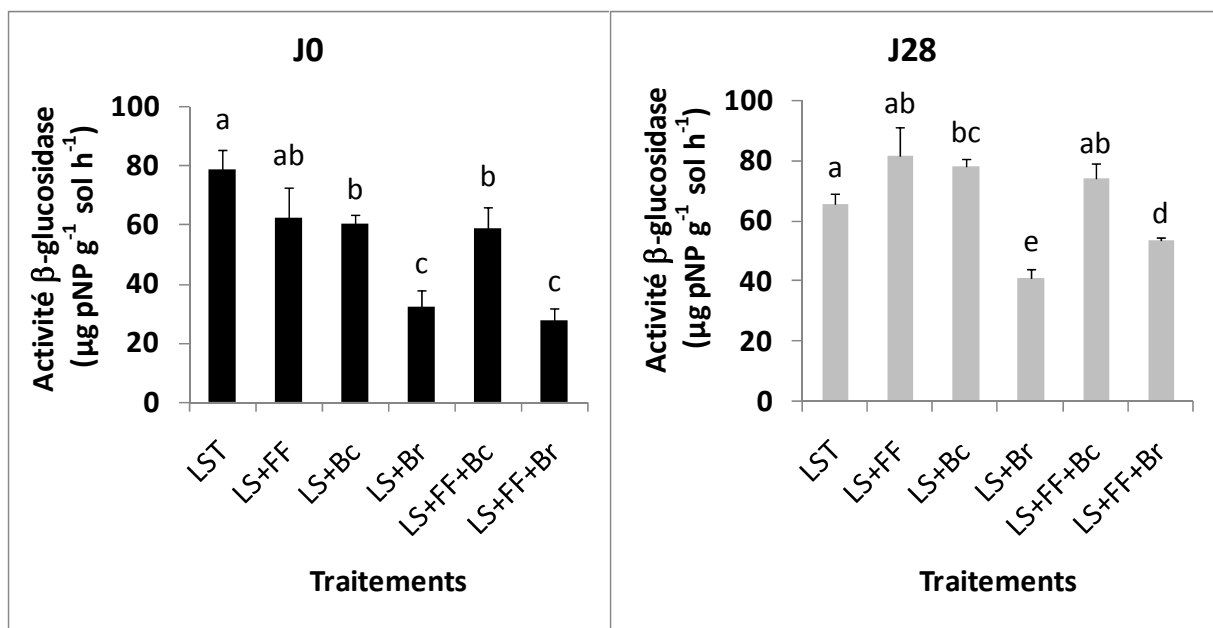


Figure 15 : Effet des traitements sur l'activité de la β -glucosidase du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne ($n = 3$). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements pour une date ($p < 0,05$).

3.5.2 Hydrolyse de la fluorescéine diacétate (FDA).

Sol de Pikine

En début d'incubation (J0), l'hydrolyse de la FDA par les enzymes du sol génère 21,7 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ pour le sol témoin (PST) (Figure 16). La valeur la plus élevée à J0 (45 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$) est observée pour le traitement PS+FF ; elle est significativement supérieure à celles observées dans tous les autres traitements. La valeur la plus faible est observée pour le traitement combinant fientes-fumier et biochar de coton (PS+FF+Bc ; 26,6 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$; figure 16).

Après 28 jours, les activités d'hydrolyse de la FDA varient de 40 à 98,5 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$. Les tendances entre traitements sont sensiblement les mêmes qu'au J0 mais la variabilité des mesures à J28 ne permet pas de mettre en évidence de différence statistique (figure 16). Cependant, l'hydrolyse de la FDA observée pour le traitement avec mélange fientes-fumier (PS+FF) est significativement plus importante que celle du traitement avec biochar de riz et mélange fientes-fumier (PS+FF+Br), 98,48 contre 40,03 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement.

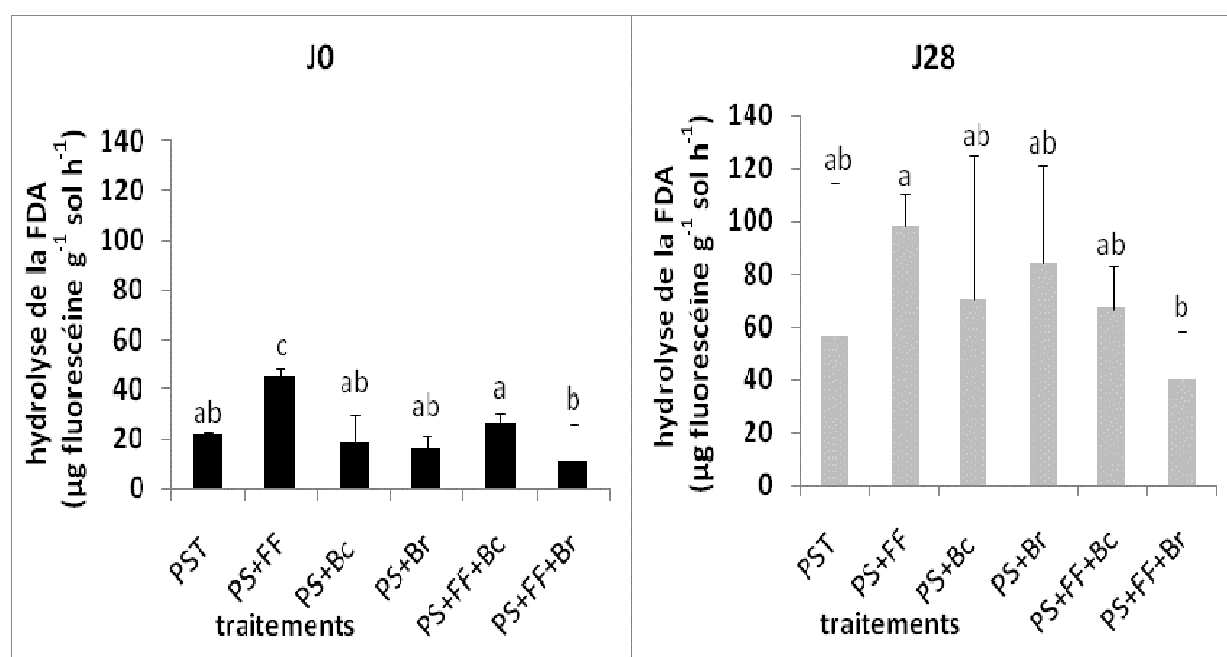


Figure 16 : Effet des traitements sur l'hydrolyse de la fluorescéine di-acétate (FDA) du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements pour une date (p < 0,05).

Sol de Lendeng

Au démarrage de l'incubation (J0), le sol témoin de Lendeng (LST) présente l'activité d'hydrolyse de la FDA la plus faible (12,4 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$; figure 17). L'apport de mélange fientes-fumier ou de biochar seul ne modifie pas de façon significative cette activité (13,8-36,4 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$; figure 17). L'apport combiné de biochar et du mélange

fientes-fumier génère les valeurs les plus élevées (45,3 et 63,7 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement pour les traitements LS+FF+Bc et LS+FF+Br ; figure 17) ; cependant, seul le traitement LS+FF+Br présente une activité significativement différente de celle du traitement avec fientes et fumier (LS+FF).

Au 28^e jour de l'incubation (J28), l'hydrolyse de la FDA du sol témoin (LST) est de 25,4 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ (figure 17). Elle est similaire à celle de tous les autres traitements. L'hydrolyse de la FDA enregistrée pour le traitement avec mélange fientes-fumier (LS+FF) est significativement plus faible que celle du traitement avec biochar de riz et mélange fientes-fumier (LS+FF+Br), 26,8 contre 52,9 μg fluorescéine $\text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement.

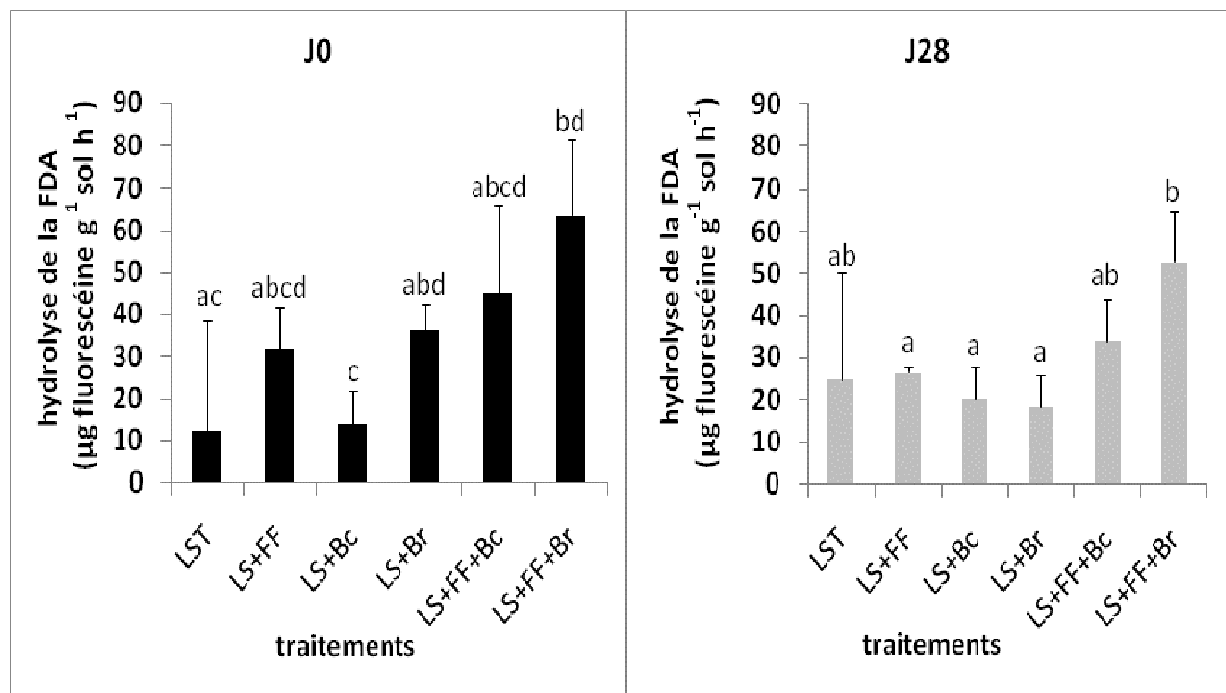


Figure 17 : Effet des traitements sur l'hydrolyse de la fluorescéine di-acétate (FDA) du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements à une même date (p<0,05)

3.5.3 Uréase

Sol de Pikine

A J0, le sol témoin (LST) enregistre une activité uréase de 104,0 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ (figure 18). Le sol avec fientes et fumier (PS+FF) révèle une activité similaire à celle du sol témoin (142,6 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$). Les sols avec la combinaison fientes-fumier et biochar (PS+FF+Bc et PS+FF+Br ; 109,3 et 171,2 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement) n'ont pas une activité uréase significativement différente de celle du traitement PS+FF. Toutefois, l'activité dans le traitement PS+FF+Br est significativement (p<0,05) plus élevée que pour le traitement PS+FF+Bc.

Le sol avec biochar de coton (PS+Bc) enregistre une activité uréase de 153,3 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ significativement plus forte que celle développée dans le traitement avec biochar de riz (PS+Br ; 67,7 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Cependant, ces deux traitements n'ont pas d'effet significatif sur l'uréase par rapport au sol témoin.

L'activité uréase mesurée pour le sol témoin (PST) après 28 jours d'incubation est de 29,5 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (figure 18). Elle est significativement plus faible que celle du traitement avec fientes et fumier (PS+FF 94,1 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$; figure 18), ce qui n'est pas le cas à J0. L'ajout de biochar en plus du mélange fientes-fumier permet après 28 jours de diminuer l'activité uréase du sol (62,3 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ pour PS+FF+Bc et 49,3 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ pour PS+FF+Br respectivement contre 94,1 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ dans PS+FF ; figure 18). Cependant, la différence n'est significative que dans le cas de PS+FF+Br. Par ailleurs, ces deux traitements (PS+FF+Br et PS+FF+Bc) ne sont pas significativement différents du sol témoin à J28 en termes d'activité uréase.

Les sols avec biochar de coton (PS+Bc) et de riz (PS+Br) présentent respectivement des activités uréase à J28 de 47,9 et 89,8 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ sans différence significative. L'activité uréase dans le traitement PS+Br est significativement plus élevée que dans le sol témoin, ce qui n'était pas le cas en début d'incubation.

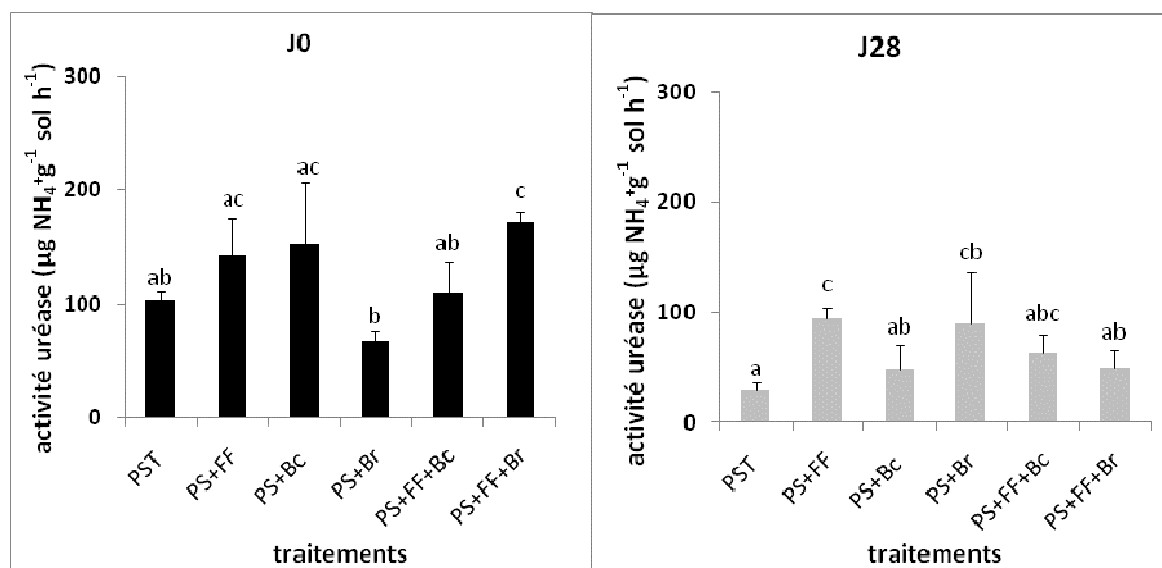


Figure 18: Effet des traitements sur l'activité uréase du sol de Pikine en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements pour une date (p<0,05).

Sol de Lendeng

A traitement et temps de mesure équivalents, l'activité uréase est globalement plus forte à Lendeng qu'à Pikine (figure 19).

Au début de l'incubation (J0), le sol témoin de Lendeng (LST) a une activité uréase de 402,9 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (figure 19). Les activités uréase à J0 varient de 269,9 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ dans le traitement sol avec fientes-fumier à 425,3 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{ g sol}^{-1} \text{ h}^{-1}$ dans le traitement avec fientes-fumier et biochar de coton (LS+FF+Bc). Du fait de la variabilité des mesures, seuls les traitements avec biochars ont des activités uréase significativement supérieures à

celle du sols avec fientes-fumier, 319,3 et 296,1 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement contre 269,9 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$.

A J28, le sol témoin (LST) enregistre une activité uréase de 308,0 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ (figure 19), ce qui est du même ordre de grandeur qu'à J0. L'activité du sol avec fientes-fumier (LS+FF) (477,1 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$) est supérieure à celle du sol témoin (LST), ce qui n'était pas le cas en J0.

Les sols avec fientes-fumier + biochar de coton (LS+FF+Bc) et biochars seuls (LS +Br et LS+Bc) ont des activités uréase (357,0 ; 296,1 et 319,3 $\mu\text{g NH}_4^+ \text{g sol}^{-1} \text{h}^{-1}$ respectivement) significativement ($p < 0,05$) plus faibles que celle du sol avec mélange de fientes et de fumier (LS+FF). Les traitements avec fientes-fumier (LS+FF) et fientes-fumier +biochar de riz (LS+FF+Br) ont des activités uréase similaires (figure 19).

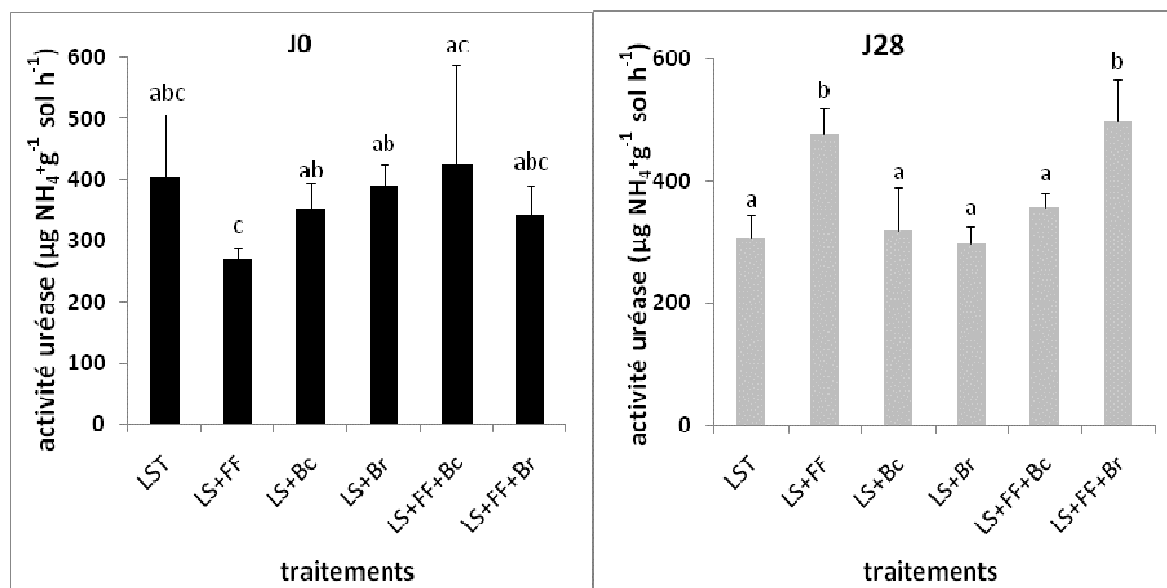


Figure 19 : Effet des traitements sur l'activité uréase du sol de Lendeng en début (J0) et fin d'incubation (J28). Les barres d'erreur représentent l'écart-type de la moyenne (n = 3). Des lettres différentes soulignent des valeurs significativement différentes entre traitements pour une date ($p < 0,05$).

IV. Discussion

Les résultats significatifs des analyses de variances (ANOVA) à 2 facteurs sont présentés dans le Tableau 6. Ils révèlent pour la plupart des paramètres mesurés un effet des traitements à moduler avec le temps d'incubation (tableau 6). En ce qui concerne l'hydrolyse de la FDA, cette interaction n'est significative pour aucun des deux sols (données non présentées). Le fait que l'activité d'hydrolyse de la FDA n'admet pas d'interaction entre traitement*date pourrait s'expliquer par le nombre d'enzymes impliquées dans cette activité.

Tableau 6 : Effet des traitements et du temps d'incubation pour les différents paramètres des sols de Pikine et de Lendeng (test de Fisher LSD $p < 0,05$).

Source	ddl	Cumuls CO ₂		Cumuls N ₂ O		β-glucos.		Uréase	
		Pr > F		Pr > F		Pr > F		Pr > F	
		Lendeng	Pikine	Lendeng	Pikine	Lendeng	Lendeng	Pikine	
Traitement	5	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	5	<0,0001	0,02	0,292
Dates	5	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,001	1	<0,0001	<0,0001	0,601
Traitement*Dates	25	<0,0001	0,0001	0,004	0,047	5	0	0,001	0,001

4.1 Effet de la pratique paysanne

Les maraichers de la zone des Niayes, notamment à Pikine et Lendeng, utilisent couramment un amendement de fientes de volaille couplées au fumier de cheval.

Pour les deux sols qui ont été utilisés dans cette étude (Pikine et Lendeng), le mélange fientes-fumier diminue le pH. L'évolution du pH du sol suite à un amendement dépend de la nature des produits organiques apportés et du type de sol (Whalen et al, 2000). Nous n'avons pas déterminé le pH des fientes ni celui du fumier utilisés dans cette étude. Cependant, les fientes connues pour leurs propriétés acidifiantes peuvent avoir provoqué la baisse du pH du sol. Une baisse du pH est évoquée par certaines études après application d'amendements organiques d'origine animale sur des sols à pH neutre à basique (Chang et al, 1990 ; King et al, 1990). Cette baisse du pH constatée dans notre cas peut avoir eu un impact sur les autres propriétés des sols que nous évoquerons plus loin. Aussi, le pH est un facteur important, ses variations peuvent affecter la disponibilité des éléments nutritifs dans le sol.

L'apport du mélange fientes-fumier augmente significativement les émissions de CO₂ des deux sols étudiés comparativement aux sols non amendés. Les flux et les cumuls de CO₂ sur 28 jours sont similaires dans les deux sols amendés en fientes-fumier. Les fumures animales sont un mélange de plusieurs formes de carbone pouvant être facilement minéralisables ou récalcitrantes (Velthof et al, 2003). L'augmentation des émissions de CO₂ constatée dans notre étude peut s'expliquer par la minéralisation par les microorganismes des formes facilement assimilables dès l'ajout au sol de la matière. Aussi, l'apport de fientes et de

fumier constitue un apport de microorganismes qui peuvent influencer les taux de dégradation de la matière organique du sol et de la matière apportée. Les flux observés pour le sol de Pikine amendé en fientes-fumier à partir du 14^e jour sont supérieurs à ceux du sol de Lendeng ayant reçu le même apport. Par conséquent, le cumul de CO₂ sur 28 jours est plus élevé pour le sol de Pikine. Cette différence peut s'expliquer par une différence au niveau des populations microbiennes des deux sols. Le sol de Pikine abriterait des microorganismes plus aptes à minéraliser le carbone de la matière organique plus récalcitrante qui reste dans le sol au-delà du 14^e jour. Il peut également s'agir d'un degré de protection de la matière organique différent d'un sol à l'autre. La baisse de pH provoquée par l'amendement de fiente-fumier peut avoir induit une baisse de l'activité microbienne. Cette baisse d'activité est responsable de la diminution des émissions constatée par Rastogi et al (2002).

Dès le début de l'incubation, pour les deux sols (Pikine et Lendeng), les flux de N₂O du sol amendé en mélange fientes-fumier- sont plus élevés que ceux des sols témoin. Ces flux élevés s'expliquent vraisemblablement par une amplification des processus de production de N₂O par la mise à disposition de substrats azotés facilement minéralisables (Velthof et al, 2003 ; Huang et al, 2004). Velthof et al (2003) ont utilisé plusieurs types de déchets d'origine animale dont les fientes de volaille sur un sol sableux. Ils ont observé des émissions de N₂O élevées dès le début de l'expérimentation pour tous les types d'amendements. Selon eux, cette augmentation des émissions de N₂O s'explique par le fait que les fumures animales contiennent des formes d'azote et de carbone pouvant être facilement minéralisables. Des acides gras produits lors de la digestion et excrétés par la volaille dans ses fèces sont des composés carbonés facilement dégradables (Canh et al, 1998). Dans le sol, ces acides sont rapidement métabolisés, augmentant ainsi la minéralisation et les processus émetteurs de N₂O (Paul et Beauchamp, 1989 ; Kirchman et Lundvall, 1993). L'acidification du sol provoquée par l'apport du mélange fientes-fumier peut provoquer une inhibition de la N₂O réductase et augmenter la proportion de N₂O produit lors de la dénitrification (Stehfest et Bouwman, 2006). Contrairement aux flux de CO₂ qui diminuent relativement rapidement au cours du temps d'incubation, les flux de N₂O se maintiennent à un niveau relativement constant durant plusieurs jours. Le temps mis par les flux de N₂O avant de baisser peut être du au fait que l'azote organique est lentement minéralisé avant d'être transformé en N₂O (Welthof et al, 2003). Les activités enzymatiques ont été mesurées comme indicateurs de la réponse fonctionnelle des micro-organismes à l'apport de l'amendement.

La β -glucosidase est une enzyme extracellulaire intervenant surtout dans une des dernières étapes du cycle du carbone, la dégradation de la cellulose. Sur le sol de Pikine, l'activité de la β -glucosidase du sol avec fientes et fumier n'est pas différente de celle du sol témoin que ce soit en début ou en fin d'incubation. Pour le sol de Lendeng, par contre, l'activité β -glucosidase est augmenté 28 jours après l'apport du mélange fientes-fumier. L'amendement en fientes-fumier constitue un apport de carbone organique. Aussi, cette activité présente une grande corrélation avec la teneur en matière organique du sol (Chang et al, 2007). Chang et al (2007) ont constaté une plus grande activité β -glucosidase après application de fumier composté à différents types de sols. Acosta-Martinez et Harmel (2006), en utilisant de la litière de volaille comme amendement, ont montré une augmentation de l'activité β -glucosidase d'un sol argileux mais seulement pour des apports supérieurs à 6,7

t/ha. Dans une étude comprenant un sol de texture sableuse, du compost de déchets urbains et du fumier de vache, Garcia-Gil et al (2000) ont montré que les réponses enzymatiques pouvaient varier selon le types d'amendement, les taux d'application et l'enzyme étudiée.

La FDA du sol de Pikine est plus élevée avec le traitement sol+ fientes-fumier qu'avec le sol témoin en début d'incubation. Cependant, cet effet n'est plus significatif à 28 jours. Pour le sol de Lendeng, aucune différence significative n'est notée que ce soit en début comme en fin d'incubation du fait notamment d'une forte variabilité sur la mesure. La littérature rapporte généralement une augmentation de l'hydrolyse de la FDA suite à un amendement organique (Aryantha et al, 2000 ; Darby et al 2006). Aryantha et al (2000) ont montré une hydrolyse de la FDA plus élevée comparativement au sol non amendé pour différents types de composts, notamment un à base de fientes de volaille, et ce dès le début de l'expérimentation. Darby et al (2006) ont trouvé des résultats similaires en utilisant un sol limoneux et un compost de fumier de vache. L'hydrolyse de la FDA est souvent considérée comme un indicateur de l'activité microbienne du sol. Les émissions de CO₂ plus élevées dans les deux sols (Pikine et Lendeng) amendés en fientes-fumier comparativement au témoin, indiquent une augmentation de l'activité microbienne qui est peu ou pas reflétée par la mesure de FDA. Cependant, Nannipieri et al (2003) soulignent que cette mesure doit être utilisée avec précaution car l'hydrolyse de la FDA est à la fois dépendante des enzymes intra- et extra-cellulaires.

L'activité uréase dans les deux sols est plus élevée en présence du mélange fientes-fumier que dans le sol témoin uniquement après 28 jours d'incubation. L'activité uréase du sol est donc positivement stimulée par le mélange fientes-fumier uniquement après un laps de temps. Ces résultats corroborent ceux de Chang et al (2007) et Gopinath et al (2008) qui ont observé une augmentation de cette activité après un apport de produits organiques. Ces résultats sur l'activité uréase montrent que l'amendement en fientes-fumier a un impact sur la dynamique de l'azote dans les deux sols, qui indirectement va affecter les processus de production de N₂O tel que nous l'avons observé.

4.2 Effets des biochars

Sur les deux sols, les deux biochars, ont entraîné une amélioration de la capacité maximale de rétention en eau des sols auxquels ils ont été ajoutés. Cet effet est très sensible pour le sol le plus sableux (Pikine) alors que l'effet n'est significatif à Lendeng qu'avec le biochar à base de balle de riz. Cette élévation de la capacité de rétention en eau des sols après application de biochar est largement évoquée dans la littérature scientifique (par exemple, Chan et al, 2007 ; Dugan et al, 2010 ; Karhu et al, 2011). Dugan et al (2010) ont utilisé du biochar de maïs et de sciure qu'ils ont ajouté à un sol limoneux et deux sols sableux. Sur tous les sols ayant reçu le biochar, la capacité de rétention de rétention est supérieure à celle du sol sans apport de biochar. Cette élévation est d'autant plus importante que le biochar contient de la cendre résiduelle et que celle-ci est lessivée (Thies et Rillig, 2009). Le sol de Lendeng a une fraction argileuse (212 mg g⁻¹ sol) plus importante que celle du sol de Pikine (29 mg g⁻¹ sol). Cette proportion d'argile pourrait avoir empêché le lessivage de la cendre du biochar. Ce lessivage aurait permis de libérer les pores du biochar et ainsi augmenter la

capacité de rétention du mélange sol-biochar. Cependant, dans notre étude, la proportion de cendre dans les biochars n'a pas été déterminée. Une augmentation de la capacité de rétention en eau pourrait influencer sur les processus d'émissions de N_2O dans ces sols. Cependant, l'apport de biochar affecte également le pH du sol mais les résultats sont contrastés selon le biochar. Le biochar de tiges de coton (Bc) élève le pH du sol alors que celui à base de balles de riz l'abaisse. Kolb et al (2009) en utilisant des sols de texture différente ont montré une élévation du pH après application d'un biochar à base de fumier de bovin et de résidus de pin. Ils attribuent cette hausse à la proportion de cendres alcalines qui demeurent dans le biochar après pyrolyse. Une étude menée par Gaskin et al (2010), avec des biochars de coques d'arachide et de pin produit à 400°C apporté à un sol sableux, a montré une baisse du pH du sol avec le biochar de pin. Dans la même étude, une tendance à la baisse plus forte du pH est notée à long terme avec le biochar de coque d'arachide combiné à des fertilisants azotés. Le pH étant un facteur de contrôle important de plusieurs processus biologiques du sol, sa modification devrait affecter ces derniers. Les résultats obtenus sur la capacité de rétention en eau et le pH présument que le biochar de coton est le meilleur candidat à l'application au sol comme amendement.

Les biochars ajoutés seuls aux sols ne provoquent ni augmentation ni diminution des émissions de CO_2 comparativement aux sols témoin. Spokas et al (2009) ont mesuré des dégagements de CO_2 pour 14 des 16 biochars qu'ils ont étudiés ; le carbone facilement assimilable contenu dans les biochars pouvant être minéralisé par les microorganismes. Cependant, dans leur expérience, ils n'ont utilisé ni biochar de riz ni biochar de coton.

L'apport simple de biochars de coton ou de riz aux sols n'a pas eu d'effet significatif sur les émissions de N_2O des sols de Pikine et de Lendeng malgré l'augmentation de la capacité de rétention en eau induite par la présence du biochar. De nombreuses études attestent d'une diminution des émissions de N_2O suivant l'application de biochar au sol (Rondon et al, 2005 ; Rondon et al, 2006 ; Yanai et al, 2007 ; Gaunt et Lehmann, 2008). Cependant, ces études sont réalisées pour des sols qui émettent des quantités de N_2O plus élevées que dans le cas de notre étude. Les émissions de N_2O issues des sols témoins sont relativement faibles sans doute en lien avec les faibles teneurs en azote dans ces sols.

En début d'incubation, l'activité β -glucosidase a été significativement ($p < 0,05$) réduite par l'apport de biochar (Bc et Br) hormis dans le cas de l'apport du biochar de balle de riz sur le sol de Pikine. En fin d'incubation, aucune différence n'est plus constatée entre les traitements avec et sans biochar pour Pikine alors que l'effet sur le sol de Lendeng dépend du biochar considéré. L'hydrolyse de la FDA et l'activité uréase ne sont globalement pas affectées par la présence du biochar hormis avec le biochar de tiges de coton pour l'activité FDA du sol de Lendeng, et avec le biochar de balles de riz pour l'activité uréase du sol de Pikine. Bailey et al (2011) ont également constaté des effets très contrastés des biochars sur les activités enzymatiques du sol, notamment celle de la β -glucosidase. Les biochars pourraient bloquer la réaction en adsorbant soit l'enzyme soit le substrat, ce qui conduit à une diminution de l'activité notamment lorsqu'elle est mesurée par une méthode basée sur l'hydrolyse du para-nitrophénol (Bailey et al, 2011). L'activité pourrait reprendre progressivement avec la minéralisation du biochar ou par un phénomène de libération de l'enzyme ou du substrat piégés par le biochar.

4.3 Effet du biochar dans le cas d'un apport combiné avec le mélange fientes-fumier

Dans le cas d'un apport combiné fientes-fumier et biochar, seul le biochar de tiges de coton permet de rectifier la baisse de pH provoquée par le mélange fientes-fumier, que ce soit pour le sol de Pikine ou de Lendeng. Ceci confirme l'hypothèse selon laquelle l'effet des biochar sur les pH des sols dépendrait de la matière première des biochars. Quand les biochars sont combinés au mélange fientes-fumier, pour le sol de Pikine, ils diminuent les quantités totales de CO₂ émis en 28 jours par le mélange sol + fientes-fumier seul (PS + FF). Par contre, l'apport de biochar ne modifie pas les émissions de CO₂ du traitement avec fientes-fumier du sol de Lendeng. Des résultats similaires ont été enregistrés pour les émissions cumulées de N₂O des deux sols. Cependant, du fait d'une forte variabilité, les valeurs obtenues ne sont pas significativement différentes. Statistiquement, les émissions de N₂O dans les traitements ayant reçu le mélange fientes-fumier sont similaires qu'il y ait ou non du biochar. En effet, par les processus d'absorption évoqués tantôt, les biochar pourraient avoir bloqué une partie de la matière organique du mélange fientes-fumier et ainsi l'avoir soustrait de la minéralisation. Ceci aurait pour conséquence, un ralentissement de la minéralisation de la matière et une meilleure gestion des éléments nutritifs apportés aux sols par l'amendement en fientes-fumier. En ce qui concerne le sol de Lendeng, la nature carbonatée du sol ou sa texture (importance de la fraction argileuse) pourrait avoir masqué l'effet de la combinaison biochars+fientes-fumier. Lehmann et al (2011) ont évoqué que le CO₂ produit serait éventuellement précipité sous forme de carbonates par des réactions abiotiques à la surface du biochar ce qui explique la réduction de son émission. Ils ont aussi évoqué l'idée d'une co-localisation des substrats, des nutriments et des microorganismes à la surface des biochar, donc une plus grande efficacité de l'utilisation du carbone par les microorganismes et par conséquent une réduction des émissions de CO₂

A Pikine, en début d'incubation, l'activité β -glucosidase du sol amendé en fientes-fumier et biochar de coton est inférieure à celle du sol avec fientes-fumier mais similaire à cette dernière en fin d'incubation. L'amendement en biochar de riz et fientes-fumier entraîne une activité β -glucosidase similaire à celle du sol avec fientes-fumier, aussi bien en début qu'en fin d'incubation. Concernant le sol de Lendeng, en début comme en fin d'incubation, le traitement avec fientes-fumier et biochar de riz a une activité β -glucosidase inférieure à celle du traitement avec fientes-fumier. A ces deux périodes, les traitements sol avec fientes-fumier et celui biochar de coton et sol avec fientes-fumier et biochar de coton ont des activités β -glucosidase similaires. Les résultats de l'hydrolyse de la FDA montrent qu'à Pikine, en début d'incubation, cette activité est moins importante dans le traitement avec biochars avec le mélange fientes-fumier que dans le cas de l'amendement en fientes-fumier seul. Toutefois, les activités de ces traitements deviennent similaires en fin d'incubation. L'activité d'hydrolyse de la FDA du sol de Lendeng, en début d'incubation, des traitements avec biochars et fientes-fumier est similaire à celle enregistrée pour le traitement avec fientes-fumier seul. En fin d'incubation, cet état se maintient pour le traitement avec biochar de coton et fientes-fumier alors que l'activité du traitement avec biochar de riz et fientes-fumier devient inférieure à celle du traitement avec fientes-fumier seul. Les activités uréase en début

d'incubation sont similaires dans les traitements avec fientes-fumier combiné ou non aux biochars quelque soit le sol. En fin d'incubation, pour le sol de Pikine, l'activité uréase du traitement avec fientes-fumier est supérieure à celle avec fientes-fumier et biochar de riz mais similaire à celle du traitement avec fientes-fumier et biochar de coton. Concernant le sol de Lendeng à cette période, l'activité du traitement avec fientes-fumier est similaire à celle traitement fientes-fumier et biochar de riz et inférieure à celle du traitement avec fientes-fumier et biochar de coton. Ces résultats confortent l'idée d'un processus absorption du substrat et ou des particules de la matière organique à la surface des biochars, évoquée plus haut. Aussi, ce processus semble intervenir soit en début d'incubation, soit en fin d'incubation. Ainsi l'existence, le moment de l'incubation où cette absorption s'effectue dépendrait du type de biochar et du type de sol. Ces résultats confortent aussi Bailey et al (2011) qui ont montré que les effets des biochars sur les enzymes du sol sont variables en fonction des sols et des enzymes étudiées et que certaines méthodes pouvaient être inadaptées. L'hypothèse d'une co-localisation des ressources de carbone et des microorganismes (Lehmann et al, 2011) aurait pour conséquence une réduction des besoins en production d'enzyme, surtout celles impliquées dans la minéralisation du carbone.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Dans cette étude, nous nous étions proposé de déterminer l'influence des différents couples biochar-sol par rapport à celui de l'amendement en fientes-fumier sur les activités biologiques des sols de Pikine et de Lendeng.

Les résultats obtenus permettent tirer les conclusions suivantes :

- La pratique paysanne (amendement en fientes-fumier) entraîne une augmentation des émissions de CO₂ et de N₂O et une baisse du pH des deux sols (Pikine et Lendeng).

- L'apport de biochar seul n'a pas d'effet sur les émissions gazeuses. Le biochar de coton a un caractère alcalinisant et le biochar de riz au contraire diminue le pH des deux sols. Les deux biochars permettent une augmentation de la capacité de rétention en eau des sols hormis dans le cas d'un apport de biochar de tiges de coton sur le sol de Lendeng.

- La combinaison des biochars avec la pratique paysanne permet d'atténuer l'effet de cette dernière sur les émissions de CO₂ du sol de Pikine mais cet apport ne modifie pas ces émissions dans le cas du sol de Lendeng.

L'apport de biochar ne permet pas de diminuer significativement les émissions de N₂O provoquées par l'apport du mélange Fientes-Fumier.

Notre hypothèse de travail ne peut pas être validée. L'amendement des sols en biochar ne permet pas de diminuer de façon systématique et significative les émissions de CO₂ et de N₂O provoquées par la pratique paysanne (amendement en fientes et fumier).

Par ailleurs, les effets des différentes matières apportées (mélange fientes-fumier et biochars combinés ou non au mélange fientes-fumier) sur les activités enzymatiques sont très variables et les résultats obtenus ne permettent pas de comprendre clairement les mécanismes d'action des biochars combinés au mélange fientes-fumier sur les processus biologiques, notamment ceux responsables des émissions de CO₂ et de N₂O.

Ainsi les résultats obtenus semblent confirmer la complexité des effets des biochars sur les processus biologiques des sols et leur spécificité en fonction des biochars eux-mêmes (matière première) et des sols (texture et teneurs en carbone et azote) auxquels ils sont appliqués. Par conséquent d'autres études sont nécessaires pour, d'une part voir l'effet à plus long terme des biochars utilisés, sur les processus physicochimiques et biologiques des sols étudiés, et d'autre part mesurer les activités enzymatiques par des méthodes appropriées à la réactivité du biochar.

REFERENCES

- Acosta-Martinez V and Harmel R D, 2006.** Soil microbial communities and enzyme activities under various poultry litter application rates. *Journal of environmental quality*, 35, 1309-1318.
- Adam G and 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.
- Agrawal K M L and Bahl O P, 1972.** α -Galactosidase, β -galactosidase, β -glucosidase, β -N-acetylglucosaminidase, and α -mannosidase from pinto beans (*Phaseolus vulgaris*). *Methods in enzymology*, 28, 720-728.
- Anderson I C, Poth M, Homstead J and Burdige D, 1993.** A comparison of NO and N₂O production by the autotrophic nitrifier *Nitrosomonas europaea* and the heterotrophic nitrifier *Alcaligenes faecalis*. *Applied environmental microbiology*, 59, 3525-3533.
- Aryantha I P, Cross R and Guest D I, 2000.** Suppression of *Phytophthora cinnamomi* in potting mixes amended with uncomposted and composted animal manures. *The American phytopathological society*, 90, 775-782.
- Bailey V L, Fansler S J, Smith J L and Bolton H Jr, 2011.** Reconciling apparent variability in effects of biochar amendment on soil enzyme activities by assay optimization. *Soil biology and biochemistry*, 43, 296-301.
- Baldock J A and Smernik R J, 2002.** Chemical composition and bioavailability of thermally altered *Pinus resinosa* (Red pine) wood. *Organic Geochemistry*, 33, 1093-1109
- Bandick A and Dick R. 1999.** Field management effects on soil enzyme activities. *Soil biology and biochemistry*, 31, 1471-79.
- Bird M I, Veenendaal E, Moyo C, Lloyd J and Frost P, 1999.** Stability of elemental carbon in a savanna soil. *Global biogeochemical cycles*, 13, 933-932.
- Bremner J M and Blackmer A M, 1981.** Terrestrial nitrification as a source of atmospheric nitrous oxide. *In* Delwiche C C (ed.), *Denitrification, nitrification and atmospheric nitrous oxide*. John Wiley and Sons, Inc., New York, p. 151-170.
- Brennan R F, Bolland M D A and Bowden J W, 2004.** Potassium deficiency, Molybdenum deficiency and Aluminum toxicity due to soil acidification, have become problems for cropping sandy soils in south-western Australia. *Australian journal of experimental agriculture*, 44, 1031-1039.
- Brodowski S, John B, Flessa H, and Amelung W, 2006.** Aggregate-occluded black carbon in soil. *European journal of soil science*, 57, 539-546.
- Burford, JR and Bremner JM, 1975.** Relationships between the denitrification capacities of soils and total, water-soluble and readily decomposable soil organic matter. *Soil biology and biochemistry*, 7, 389-394.
- Byrnes BH and Amberger A, 1989.** Fate of broadcast urea in a flooded soil when treated with N-(n-butyl)thiophosphoric triamide, a urease inhibitor. *Fertilizer research*, 18, 221-231.
- Canh T T, Sutton A L, Aarnink A J A, Verstegen M W A, Schrama J W and Bakker G C M, 1998.** Dietary carbohydrates alter the fecal composition and pH and the ammonia emission from slurry of growing pigs. *American society of animal science*, 76, 1887-1895.
- Chan K Y, Van Zwieten L, Meszaros I, Downie A and Joseph S, 2007.** Agronomic values of greenwaste biochar as a soil amendment. *Australian journal of soil research* 45, 629-634.
- Chang C, sommerfeldt T G and Entz T, 1990.** Rates of soil chemical changes with eleven annual applications of cattle feedlot manure. *Canadian journal of soil science*, 70, 673-681.

- Chang E H, Chung R S and Tsai Y H, 2007.** Effect of different application rates of organic fertilizer on soil enzyme activity and microbial population. *Soil science and plant nutrition*, 53, 132-140.
- Cheng C H, Lehmann J, Thies J E, Burton S D and Engelhard M H, 2006.** Oxidation of black carbon by biotic and abiotic processes. *Organic geochemistry*, 37, 1477-1488.
- Colliver BB and Stephenson T, 2000.** Production of nitrogen oxide and dinitrogen oxide by autotrophic nitrifiers. *Biotechnology advances*, 18, 219-32.
- Dalal R C, Wang W J, Robertson G P and Parton W J, 2003.** Nitrous oxide emission from Australian agricultural lands and mitigation options: a review. *Australian journal of soil research*, 41, 165-195.
- Darby H M, Stone A I G and Dick R P, 2006.** Compost and manure mediated impacts on soil borne pathogens and soil quality. *Soil science society of America journal*, 70, 347-358.
- Das K C, Garcia-Perez M, Bibens B and Melear N, 2008.** Slow pyrolysis of poultrylitter and pine woody biomass: Impact of chars and bio-oils on microbial growth. *Journal of environmental science and health: Part A*, 43, 714-724.
- Davidson E A, 1991.** Fluxes of nitrous oxide and nitric oxide from terrestrial ecosystems. *In* Rogers J E and Whitman E B (eds), *Microbial production and consumption of greenhouse gases: Methane, nitrogen oxides and halo-methanes*. American society for microbiology, Washington DC, 219-235.
- Day D, Evans R J, Lee J W and Reicosky D, 2005.** Economical CO₂, SO_x, and NO_x capture from fossil-fuel utilization with combined renewable hydrogen production and large-scale carbon sequestration. *Energy*, 30, 2558-2579.
- De Bon H, Ba M L et Pages J, 1993.** La culture de l'oignon dans la moyenne vallée du Fleuve Sénégal. *Bulletin de liaison FAO N°: 05*, 31-44.
- Demirbas A, 2006.** Production and characterization of bio-chars from biomass via pyrolysis. *Energy sources Part A*, 28, 413-422.
- Denman K L, Brasseur G, Chidthaisong A, Ciais P, Cox P M, Dickinson R E, Hauglustaine D, Heinze C, Holland E, Jacob D, Lohmann U, Ramachandran S, da Silva Dias P L, Wofsy S C and Zhang X, 2007.** Couplings between changes in the climate system and biogeochemistry. *Climate Change 2007. In* Solomon S, Qin D, Manning M, Chen Z, Marquis M, Averyt K B, Tignor M, Miller H L (Eds), *The Physical Science Basis Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change*. Cambridge University press, New York, USA, p. 501-568.
- Dick R P, 1994.** Soil enzyme activities as indicators of soil quality. *In* Doran J W, Coleman D C, Bezdicek D F, Stewart B A (Eds), *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment*. Soil Science Society of America, Madison, p. 107-124.
- Dick R P, 1997.** Soil enzyme activities as integrative indicators of soil health. *In* Pankhurst C E, Doube B M, Gupta V V S R (eds), *Biological indicators of soil health*. CAB, Wallingford, 121-156.
- Dick R P, Breakwell D P and Turco R F, 1996.** Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators. *In* Doran J W, Jones A J (Eds), *Methods for assessing soil quality*. Soil science society of America special publication no. 35, Madison, WI, p. 247-271.
- Dick R P, Rasmussen P E and Kerle E A, 1988.** Influence of long-term residue management on enzyme activities in relation to soil chemical properties of a wheat-fallow system. *Biology and fertility of soils*, 6, 159-164.
- Direction de l'analyse et de la prévision des Statistiques, 2009.** Rapport de l'étude sur l'évolution du secteur agricole, des conditions de vie des ménages et de la vie chère au Sénégal.

- Dugan E, Verhoef A, Robinson S and Sohi S, 2010.** Bio-char from sawdust, maize stover and charcoal: Impact on water holding capacities (WHC) of three soils from Ghana. *In* Proceedings of the 19th World congress of soil science “Soil solutions for a changing world”, August 1-6, Brisbane, Queensland, Australia.
- Firestone M K, 1982.** Biological denitrification. *In* Stevenson FJ (ed), Nitrogen in Agriculture soil. Soil science society of America, Madison, 289-326.
- Frankenberger J K and Dick WA, 1983.** Relationships between enzyme activities and microbial growth and activity indices in soil. *Soil science society of America journal*, 47, 945-951.
- Frolking S E, Mosier A R, Ojima D S, Li C, Parton W J, Potter C S, Priesack E, Stenger R, Haberbosch C, Doersch P, Flessa H and Smith K A, 1998.** Comparison of N₂O emissions from soils at three temperate agricultural sites: simulations of year-round measurements by four models. *Nutrient cycling in agroecosystems*, 55, 77-105.
- Fushimi C, Araki K, Yamaguchi Y and Tsutsumi A, 2003.** Effect of heating rate on steam gasification of biomass 2. Thermogravimetric-mass spectrometric (TG-MS) analysis of gas evolution. *Industrial and engineering chemistry research*, 42, 3929-3936.
- Garcia-Gill J C, Plaza C, Soler-Rovira P and Polo A, 2000.** Long-term effects of municipal solid waste compost application on soil enzyme activities and microbial biomass. *Soil biology and biochemistry*, 32, 1907-1913.
- Gaskin J W, Speir R A, Harris K, Das K C, Lee R D, Morris L A and Fisher D S, 2010.** Effect of peanut hull and pine chip biochar on soil nutrients, corn nutrient status, and yield. *Agronomy journal*, 102, 623-633.
- Gaunt J L and Lehmann J, 2008.** Energy balance and emissions associated with biochar sequestration and pyrolysis bioenergy production. *Environmental science and technology*, 42, 4152-4158.
- GIEC, 1996.** Revised 1996 IPCC Guidelines for National Greenhouse Gas Inventories, Greenhouse Gas Inventory Reference Manual Volume 3, Houghton J T, Meira L G, Filho B, Lim K, Treanton I, Mamaty Y, Bonduki D J and Callender B A (eds), IPCC/OECD/IEA, Bracknell, UK, Meteorological Office.
- Gillam K M, Zebarth B J and Burton D L, 2008.** Nitrous oxide emissions from denitrification and the partitioning of gaseous loss as affected by nitrate and carbon addition and soil aeration. *Canadian journal of soil science*, 88, 133-143.
- Glaser B, Lehmann J and 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.
- Gopinath K A, Saha S, Mina B L, Pande H, Kundu S and Gupta H S, 2008.** Influence of organic amendments on growth, yield and quality of wheat and on soil properties during transition to organic production. *Nutrient cycling in agroecosystems*, 82, 51-60.
- Gundale M J and De Luca T H, 2006.** Temperature and source material influence ecological attributes of ponderosa pine and Douglas-fir charcoal. *Forest ecology and management*, 23, 86-93.
- Hamer U, Marschner B, Brodowski S and Amelung W, 2004.** Interactive priming of black carbon and glucose mineralization. *Organic Geochemistry*, 35, 823-830.
- Hayano K, 1973.** A method for determination of β -glucosidase activity in soil. *Soil science and plant nutrition*, 19, 103-108.
- Hénault C, Devi X, Page S, Justes E, Reau R and Germon J-C, 1998.** Nitrous oxide emission under different soil and land management conditions. *Biology and fertility of soils*, 26, 199-207.
- Hooper A and Terry K, 1979.** Hydroxylamine oxidoreductase of *Nitrosomonas*: production of nitric oxide from hydroxylamine. *Biochimica et biophysica Acta*, 571, 12-20.

- Huang Y, Zou J, Zheng X, Wang Y and Xu X, 2004.** Nitrous oxide emissions as influenced by amendment of plant residues with different C:N ratios. *Soil biology and biochemistry*, 36, 973-981.
- Jha P, Biswas A K, Lakaria B L and Rao A S, 2010.** Biochar in agriculture – prospects and related implications. *Current science* 99, 1218-1225.
- Kandeler E, and Gerber H, 1988.** Short term assay of Urease activity using colorimetric determination of ammonium *Biology and fertility of soils*, 6, 68-72.
- Kandeler E, Kampichler C and Horak O, 1996.** Influence of heavy metal on the functional diversity of soil microbial communities. *Biology and fertility of soils*, 23, 299-306.
- Karhu K, Mattila T, Bergström I and Regina K, 2011.** Biochar addition to agricultural soil increased CH₄ uptake and water holding capacity-Results from a short-term pilot field study. *Agriculture, ecosystems and environment*, 140, 309-313.
- Khalil K, Renault P, Guérin N and Mary B, 2005.** Modelling denitrification including the dynamics of denitrifiers and their progressive ability to reduce nitrous oxide: comparison with batch experiments. *European journal of soil science*, 56, 491-504.
- King L D, Burns J C and Westerman P W, 1990.** Long-term swine lagoon effluent applications on coastal bermudagrass: II. Effect on nutrient accumulation in soil. *Journal for environmental quality*, 19, 756-760.
- Kirchmann H and Lundvall A, 1993.** Relationship between N immobilization and volatile fatty acids in soil after application of pig and cattle slurry. *Biology and fertility of soils*, 15, 161-164.
- Klein C A M, Sherlock R R Cameron K C and van der Weerden T J, 2001.** Nitrous oxide emissions from agricultural soils in New Zealand-a review of current knowledge and directions for future research. *Journal of the Royal society of New Zealand*, 31, 543-574.
- Knoblauch C, Maarifat A A, Pfeiffer E M and Haefele S M, 2010.** Degradability of black carbon and its impact on trace gas fluxes and carbon turnover in paddy soils. *Soil biology and biochemistry*, 43, 1768-1778.
- Knowles R, 1982.** Denitrification. *Microbiology review*, 46, 43-70.
- Kolb S E, Fermanich K J and Dornbush M E, 2009.** Effect of charcoal quantity on microbial biomass and activity in temperate soils. *Soil science society of America journal*, 73, 1173-1181.
- Kuzyakov Y, Subbotina I, Chen H, Bogomolova I and Xu X, 2009.** Black carbon decomposition and incorporation into soil microbial biomass estimated by ¹⁴C labeling. *Soil biology and biochemistry*, 41, 210-219.
- Kwon S and Pignatello J J, 2005.** Effects of natural organic substances on the surface and adsorptive properties of environmental black carbon (char): pseudo pore blockage by model lipid components and its implications for N₂-probed surface properties of natural sorbents. *Environmental science and technology*, 39, 7932-7939.
- Lehman J, 2007a.** A handful of carbon. *Nature*, 447, 143-144.
- Lehmann J and Joseph S, 2009.** Biochar for environmental management: science and technology. In Earthscan Publishers Ltd, London, 448 p.
- Lehmann J, da Silva Jr J P, Steiner C, Nehls T, Zech W and 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 and soil*, 249, 343-357.
- Lehmann J, Gaunt J and Rondon M, 2006.** Bio-char sequestration in terrestrial ecosystems—a review. *Mitigation and adaptation strategies for global change*, 11, 403-427.
- Lehmann J, Rillig M C, Thies J, Masiello C A, Hockaday W C and Crowley D, 2011.** Biochar effects on soil biota-A review. *Soil biology and biochemistry*, 43, 1812-1836.

- Lehmann J, Rondon M, 2006.** Bio-char soil management in highly weathered soils in the humid tropics. In Uphoff N (ed.), Biological approaches to sustainable soil systems. CRC Press, Boca Raton, FL, p. 517-530.
- Lehmann J. 2007b.** Bio-energy in the black. *Frontiers in ecology and the environment*, 5, 381-387.
- Liang B, Lehmann J, Solomon D, Kinyangi J, Grossman J, O'Neill B, Skjemstad J O, Thies J, Luizao F J, Petersen J and Neves E G, 2006.** Black carbon increases cation exchange capacity in soils. *Soil science society of America Journal*, 70, 1719-1730.
- Ljungdahl L G and Eriksson K E, 1985.** Ecology of microbial cellulose degradation. In Marshall K C (ed.), *Advances in microbial ecology*, 8. Plenum Press, New York and London, pp. 237-299.
- Lundgardh H, 1927.** Carbon dioxide evolution of soil and crop growth. *Soil science*, 23, 417-453.
- Lundgren B, 1981.** Fluorescein diacetate as a stain of metabolically active bacteria in soil. *Oikos*, 36, 17-22.
- Luo J, Tillman R W and Ball P R, 1999.** Factors regulating denitrification in a soil under pasture. *Soil biology and biochemistry*, 31, 913-927.
- Mosier A, Kroeze C, Nevison C, Oenema O, Seitzinger S and Van Cleemput O, 1998.** Closing the global N₂O budget: nitrous oxide emissions through the agricultural nitrogen cycle. *Nutrient cycling in agroecosystems*, 52, 225-248.
- Nannipieri P, Ascher J, Ceccherini M T, Landi L, Pietramellara G and Renella G, 2003.** Microbial diversity and soil functions. *European journal of soil science*, 54, 655-670.
- 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 and Schomberg H, 2009.** Characterization of designer biochar produced at different temperatures and their effects on a loamy sand. *Annals of environment science*, 3, 195-206.
- Papen H, von Berg R, Hinkel I, Thoene B and Rennenberg H, 1989.** Heterotrophic nitrification by *Alcaligenes faecalis*: NO₂, NO₃, N₂O, and NO production in exponentially growing cultures. *Applied and environmental microbiology*, 55, 2068-2072.
- Parfonry R, 1989.** Les agrumes dans la zone des Niayes (Sénégal). *Revue sénégalaise des recherches agricoles et halieutiques*, 2, 54 p.
- Paul J W and Beauchamp E G, 1989.** Effect of carbon constituents in manure on denitrification in soil. *Canadian journal of soil science*, 69, 49-61.
- Pietikäinen J, Kiiikkilä O and Fritze H, 2000.** Charcoal as a habitat for microbes and its effect on the microbial community of the underlying humus. *Oikos*, 89, 231-242.
- Raison R J, 1979.** Modification of the soil environment by vegetation fires, with particular reference to nitrogen transformations: a review. *Plant and soil*, 51, 73-108.
- Rastogi M, Singh S and Pathak H, 2002.** Emission of carbon dioxide from soil. *Current science*, 82, 510-517.

REFERENCES.

- Rogovska N, Laird D, Cruse R, Fleming P, Parkin T and Meek D, 2011.** Impact of biochar on manure carbon stabilization and greenhouse gas emissions. *Soil science society of America journal*, 75, doi:10.2136/sssaj2010.0270.
- Rondon M, Ramirez JA, Lehmann J, 2005.** Charcoal additions reduce net emissions of greenhouse gases to the atmosphere. In: *Proceedings of the 3rd USDA Symposium on Greenhouse Gases and Carbon Sequestration in Agriculture and Forestry*, Mar 21-24. University of Delaware, Delaware.
- Rondon MA, Molina D, Hurtado M, Ramirez J, Lehmann J, Major J, Amezquita E, 2006.** Enhancing the productivity of crops and grasses while reducing greenhouse gas

- emissions through bio-char amendments to unfertile tropical soils. Presentation at the 18th World Congress of Soil Science, July 9–15, Philadelphia, PA, Presentation #138–68.
- Saha S, Mina B L, Gopinath K A, Kundu S and Gupta H S, 2008.** Relative changes in phosphatase activities as influenced by source and application rate of organic composts in field crops. *Bioresource technology*, 99, 1750-1757.
- Schnurer J and Rosswall T, 1982.** Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and environmental microbiology*, 43, 1256-1261.
- Shindo H, 1991.** Elementary composition, humus composition, and decomposition in soil of charred grassland plants. *Soil science and plant nutrition*, 37, 651-657.
- Singh B. P. and Cowie A L, 2008.** A novel approach, using ^{13}C abundance, for measuring decomposition of biochar in soil. *In* Currie L D and Hanly J A (eds), *Carbone and nutrient management in agriculture: Proceeding of a fertilizer and lime research center workshop*, Massey University, Palmerston North, New Zealand, Occasional Report n° 21.
- Skujins J, 1978.** Soil enzymology and fertility index—a fallacy? History of abiotic soil enzyme research. *In* Burns RG (ed.), *Soil Enzymes*. Academic Press, London, p. 1-49.
- Sohi S, Lopez-Capel E, Krull E and Bol R, 2009.** Biochar, climate change and soil: a review to guide future research. CSIRO Land and Water Science Report No 05/09.
- Spokas K A and Reicosky D C, 2009.** Impacts of sixteen different biochars on soil greenhouse gas production. *Annals of environmental science*, 3, 179-193.
- Stark N M, 1973.** Nutrient cycling in a Jeffrey pine ecosystem. University of Montana Press, Missoula, Montana, USA.
- Stehfest E and Bouwman L, 2006.** N_2O and NO emission from agricultural fields and soils under natural vegetation: summarizing available measurement data and modeling of global annual emissions. *Nutrient cycling in agroecosystems*, 74, 207-228.
- Steinbeiss S, Gleixner G and Antonietti M, 2009.** Effect of biochar amendment on soil carbon balance and soil microbial activity. *Soil biology and biochemistry*, 41, 1301-1310.
- Swift M J, Heal O W and Anderson J M, 1979.** *Decomposition in terrestrial ecosystems*. Blackwell, Oxford, 372p.
- Thies J E and Rillig, M C, 2009.** Characteristics of biochar: biological properties. *In* Lehmann J, Joseph S (eds), *Biochar for environmental management*. Earthscan, London, p. 85-100.
- Tiedje J M, 1988.** Ecology of denitrification and dissimilatory nitrate reduction to ammonium. *In* Zehnder A J B (ed.), *Biology of anaerobic microorganisms*. John Wiley and Sons, Inc., New York, p. 179-244.
- Touré O et Seck S M. 2005.** Exploitations familiales et entreprises agricoles dans la zone des Niayes au Sénégal. International Institute for Environment and Development, Dossier N°133, 60 p.
- Touré-Fall S, Fall A S, Cissé I, Badiane A, Fall C A et Diao M B, 2000.** Intégration horticulture - élevage dans les systèmes agricoles urbains de la zone des Niayes (Sénégal). *Bulletin de l'APAD*, 15p.
- Van Zwieten L, Bhupinderpal-Singh, Joseph S, Kimber S, Cowie A and Chan Y, 2009.** Biochar reduces emissions of non- CO_2 GHG from soil. *In* Lehmann J, Joseph S (eds) *Biochar for environmental management*. Earthscan Publications Ltd., p. 227-249.
- Velthof G L, Kuikman P J and Oenema O, 2003.** Nitrous oxide emission from animal manures applied to soil under controlled conditions. *Biology and fertility of soils*, 37, 221-230.
- Verheijen F, Jeddery S, Bastos A, van der Velde C M and Diafas I, 2010.** *Biochar Application to Soils. Application to soils - A critical scientific review of effects of soil*

- properties, processes and functions. JRC Scientific and Technical Reports EUR24099EN. Office for the Official Publications of the European Communities, Luxembourg, 149 p.
- Waldrop M P, Balsler T C and Firestone M K, 2000.** Linking microbial community composition to function in a tropical soil. *Soil biology and biochemistry*, 32,1837-1846.
- Warnock D D, Lehmann J, Kuyper T W and Rillig M C, 2007.** Mycorrhizal responses to biochar in soil – concepts and mechanisms. *Plant and soil*, 300, 9-20.
- Whalen J K, Chang C, Clayton G W and Carefoot J P, 2000.** Cattle manure amendments can increase the pH of acid soils. *Soil science society of America journal*, 64, 962-966.
- Wrage N, van Groenigen J W, Oenema O and Baggs E M, 2005.** A novel dual-isotope labelling method for distinguishing between soil sources of N₂O. *Rapid communications in mass spectrometry*, 19, 3298-3306
- Wrage N, Velthof G L, van Beusichem M L and Oenema O, 2001.** Role of nitrifier denitrification in the production of nitrous oxide. *Soil biology and biochemistry*, 33, 1723-1732.
- Yanai Y, Toyota K and Okazani M, 2007.** Effects of charcoal addition on N₂O emissions from soil resulting from rewetting air-dried soil in short-term laboratory experiments. *Soil science and plant nutrition*, 55, 181-188.
- Zebarth B J, Rochette P and Burton D L, 2008.** N₂O emissions from springbarley production as influenced by fertilizer nitrogen rate. *Canadian journal of soil science*, 88, 197-205.
- Zimmerman A R, Gao B and Ahn M Y, 2011.** Positive and negative carbon mineralization priming effects among a variety of biochar-amended soils. *Soil biology and biochemistry* 43, 1169-1179.