



République du Niger
MES/I/RS
UNIVERSITE ABDOU MOUMOUNI

Ecole doctorale : Science de la Vie et de la Terre

Faculté d'Agronomie

THESE

Pour obtenir le titre de Docteur ès Sciences Agronomiques

Spécialité : Pédologie et Microbiologie des sols

***Acacia senegal* (L.) Willd. : Potentialités symbiotiques, effet sur la fertilité des sols et productivité des cultures associées dans les différents bassins gommiers au Niger.**

Soutenu publiquement le 20 Octobre 2015 par :

M. ABDOU Maman Manssour

Composition du jury :

Mr. SEDOGO Michel, Directeur de Recherche INERA, Ouagadougou	Président
Mr. AMBOUTA Karimou J-M., Professeur Titulaire, UAM Niamey	Directeur
Mr. ALZOUMA Mayaki Zoubairou, Maître de Conférences, UAM Niamey	Co-directeur
Mr. MAHAMANE Ali, Professeur Titulaire, UAM Niamey	Rapporteur
Mr. DIOUF Diégane, Maître de Conférences, UCAD, Dakar	Rapporteur
Mme. IBRAHIM Dahiratou, Maître de Conférences, UAM Niamey	Examineur

Dédicaces

A la mémoire de ma grande sœur **Zeinabou**

A mon père

A ma mère

A ma femme

A mes frères et sœurs

A ma belle famille

A mes tantes et oncles

A mes nièces et neveux

A mes cousines et cousins

A tous mes amis

Remerciements

Au terme de ce travail, nous tenons à adresser toute notre gratitude et reconnaissance aux :

Pr. Ambouta Karimou Jean-Marie pour avoir accepté de diriger cette thèse. Son attachement au travail, sa disponibilité constante, sa rigueur scientifique, ses conseils judicieux et ses critiques nous ont été très bénéfiques.

Dr. Alzouma Mayaki Zoubeirou co-directeur de cette thèse, pour avoir accepté de suivre nos travaux. Vous nous avez guidé à chaque étape de sa réalisation. Vos conseils et remarques nous ont été très utiles. Veuillez trouver ici l'expression de mes vifs remerciements, de notre profonde gratitude et de notre très haute considération.

Dr. Dan Lamso Nomao pour votre disponibilité inestimable afin de rendre ce travail meilleur.

Dr. Diégane Diouf, pour nous avoir accueillis à bras ouverts au Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) de Dakar. Nous avons eu le privilège de travailler avec vous et d'apprécier vos qualités et vos valeurs. Nous vous remercions pour l'accueil, la collaboration et votre estimable participation dans l'élaboration de ce travail. Soyez assuré de notre attachement et de notre profonde gratitude.

Dr. Ibrahim Dahiratou, je vous prie de bien vouloir trouver ici l'expression de mes sentiments de vive satisfaction pour vos remarques et suggestions pertinentes que vous m'avez toujours faites.

Dr. Ali Doumma, je vous prie de bien vouloir trouver ici l'expression de mes sentiments de vive satisfaction pour vos remarques et suggestions pertinentes.

Dr. Assoumane Aichatou pour votre disponibilité, vos encouragements, conseils et réflexions scientifiques pertinents. Merci pour votre contribution à cette thèse.

Dr. Ibou Diop (mon tuteur de Dakar) pour votre hospitalité, vos remarques et suggestions pertinentes que vous m'avez faites.

Mathieu Faye pour votre hospitalité, sympathie et collaboration dans ce travail.

J'ai une pensée particulière au doctorant **El Hadji Seybou Djibo** mon frère, binôme avec qui j'ai fait le terrain.

Colonel Abdou Maïcharou pour toute l'aide multiforme que vous m'aviez apportée durant la réalisation de ce travail.

Ce travail a été soutenu par le Programme pour l'Amélioration de la Productivité Agricole en Afrique de l'Ouest (**PPAAO/WAAPP**) qui a financé notre stage de trois mois au LCM de Dakar et que nous remercions vivement.

Nous remercions également, l'**IRD** pour avoir financé notre participation à la 3^{ème} conférence mondiale sur l'Agriculture Climato Intelligente tenue à Montpellier, France du 16 au 18 Mars 2015.

J'adresse mes sincères remerciements à:

- Seydou Issaka, Ibrahim Maï Boukar, Amadou Wankaou, Aboubacar Abdoulaye Ali.
- Aux chercheurs du Laboratoire Commun de Microbiologie LCM: Dr. Salihou Fall, Dr. Tatiana Krasova-Wade, Dr. Abdallah Gamby, Dr. Mansour Thiao, Dr. Antony Champion, Dr. Dioumacor Fall.
- aux Dr. Niokhor Bakhom, Dr. Abdoulaye Soumaré, Dr. Fatou Ndoye, Dr Amadou Dieng du LCM avec qui j'ai beaucoup discuté et qui m'ont beaucoup appris.
- aux doctorants du LCM particulièrement Fatoumata Fall, Fatou Diouf, Christine Ouattara, Michaella Ebenye, Issa Diedhiou, Mariama Ngom, Nogaye Niang, Babacar Thioye, aux étudiants en master particulièrement Mame Ndella Diouf, Sally DIATTA, Fatou Kiné Mbaye, Adama Ndour, Aïda, Housseynou, Pape Digali et aux étudiants en licence Babacar Faye et Oulèye pour la sympathie qu'ils m'ont manifesté et l'ambiance qu'ils ont réussi à instaurer au laboratoire.
- à tout le personnel du LCM : Cheikh Ndiaye, Paul Tendeng, Maïmouna Sissoco, Marie Claire Da Sylva, Tonton Oumar Touré, François Kouadjo.

A ma femme chérie **Zeinabou Mamane Dankaou**, pour sa très grande patience, sa compréhension et son soutien sans faille qu'elle m'a témoigné. Ta présence, ta confiance et ton amour ont été essentiels pour moi durant ces années de thèse.

Je dis grand merci à ma très chère famille qui m'a toujours apporté son soutien et à tous ceux qui m'ont apporté leur aide dans la réalisation de ce travail, d'une manière ou d'une autre et dont je n'ai pas cité les noms ici.

Sigles et abréviations

ACP: Analyse en composantes principales

ADN: Acide Désoxyribonucléique

ARN: Acide ribonucléique

C: carbone organique

CMA : Champignon Mycorhizien arbusculaires

CEC: capacité d'échange cationique

FAO: Food and Agriculture Organization

FDA: Fluoresceine diacétate

HH: Hors houppier

MPN : Most Probable Number

N: Azote

µl: Microlitre

µm: Micromètre

pH: Potentiel Hydrogène

P ass: Phosphore assimilable

rpm: Rotation par minute

S: Somme des bases échangeables

s: Seconde

SH: sous houppier

Liste des figures

Figure 1: Arbre de <i>Acacia senegal</i>	7
Figure 2: Ecorces de <i>Acacia Senegal</i>	8
Figure 3 : Fleurs, feuilles, gousses et graines d' <i>Acacia senegal</i>	9
Figure 4: Développement des nodules sur les racines dans un cas de symbiose entre Rhizobium et une plante.....	23
Figure 5: Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racines....	32
Figure 6: Carte de localisation des gomméraires étudiées.....	46
Figure 7: Courbes ombrothermiques des gomméraires réalisées à partir des moyennes mensuelles de température et de pluie sur la période de 1990-2010.....	47
Figure 8: Analyse en composantes principales réalisée sur les paramètres hauteur, densité, profondeur, classe des textures, CEC, C/N et bases échangeables.....	67
Figure 9 : Variation de pH dans les sols sous et hors houppier	73
Figure 10 : Variation du carbone dans les sols sous et hors houppier.....	73
Figure 11 : Variation de N des sols sous et hors houppiers.....	74
Figure 12 : Variation du phosphore assimilable (P) des sols sous et hors houppiers.....	75
Figure 13 : Variation de la CEC des sols sous et hors houppiers.....	76
Figure 14 : Variation de S des sols sous et hors houppiers.....	76
Figure 15 : Activité microbienne totale mesurée dans les sols sous houppiers.....	77
Figure 16 : Activité microbienne totale mesurée dans les sols hors houppiers.....	78
Figure 17 : Analyses en composantes principales des sols sous houppier sur le plan formé avec deux principaux axes (F1 x F2) réalisée avec différents paramètres des gomméraires.....	79
Figure 18 : Analyses en composantes principales des sols hors houppier sur le plan formé avec deux principaux axes (F1 x F2) réalisée avec différents paramètres des gomméraires.....	79
Figure 19 : Pourcentage d'infection d'une racine endomycorhizée.....	89
Figure 20 : Abondance relative (%) des morphotypes dans les sols des gomméraires.....	92
Figure 21 : Fréquence de mycorhization dans les différentes gomméraires.....	95
Figure 22: Intensité de mycorhization dans les différentes gomméraires.....	95
Figure 23 : Teneur en arbuscules dans les différentes gomméraires.....	95

Figure 24: Schéma d'un plant de <i>Acacia senegal</i> en tube Gibson.....	101
Figure 25: Nodules obtenus par piégeage en serre.....	103
Figure 26: Nodules obtenus par piégeage en tube Gibson.....	103
Figure 27: Analyse en composante principale entre le MPN, les paramètres physico-chimiques et la pluviométrie.....	104
Figure 28 : Nombre moyen de nodules obtenu par type de sol.....	105
Figure 29: Projection des différents paramètres sur les deux premiers axes (F1et F2) déterminés par l'ACP.....	107
Figure 30: Dispositif expérimental en couronnes concentriques.....	113
Figure 31: Evolution de la hauteur des plants de mil (a) et du sorgho (b) dans les zones d'interactions.....	114

Liste des tableaux

Tableau 1 : composition granulométrique du sol de Kokoiyé.....	53
Tableau 2 : Composition granulométrique du sol de kiki.....	54
Tableau 3 : Composition granulométrique du sol de Bader Goula.....	57
Tableau 4 : Composition granulométrique du sol de Azzaï.....	58
Tableau 5 : Composition granulométrique du sol de Malam Mainari.....	60
Tableau 6 : Composition granulométrique du sol de N’Guel Kolo.....	62
Tableau 7 : Composition chimique du sol de Kokoiyé.....	62
Tableau 8 : Composition chimiques du sol de Kiki.....	63
Tableau 9 : Composition chimique du sol de Bader Goula.....	64
Tableau 10 : Composition chimique du sol d’Azzaï.....	65
Tableau 11 : Composition chimique du sol de Malam Mainari.....	65
Tableau 12 : Composition chimique du sol de N’Guel Kolo.....	66
Tableau 13 : Hauteur moyenne, densité des arbres et profondeur de la nappe phréatique dans les différentes gommeraies.....	66
Tableau 14 : Méthodes d’analyse de sols utilisées.....	72
Tableau 15 : Matrice de corrélation de Pearson entre la FDA et les différentes variables mesurées sur les sols sous houppier.....	81
Tableau 16 : Matrice de corrélation de Pearson entre la FDA et les différentes variables mesurées sur les sols hors houppier.....	81
Tableau 17 : Densité des spores dans les sols des différentes gommeraies.....	90
Tableau 18 : Densité des morphotypes des spores dans les sols des différentes gommeraies.....	91
Tableau 19 : Coefficient de corrélation de Pearson entre la densité des spores et la fertilité des sols.....	91
Tableau 20 : Coefficient de corrélation de Pearson entre la densité des spores et l’intensité de mycorhization.....	92
Tableau 21 : Nombre le plus probable (MPN) de rhizobia dans les sols.....	104
Tableau 22 : Caractéristiques chimiques des sols dans les zones d’interaction.....	114
Tableau 23 : Rendement des cultures dans les zones d’interaction Z1, Z2 et Z3.....	115

Liste des photos

Photo 1 : Racine de *A. senegal* colorée au bleu de trypan présentant des vésicules, spores et hyphes.....88

Photo 2 : Spores du genre *Glomus* observées au grossissement X100.....93

Photo 3 : Spores du genre *Gigaspora* observées au grossissement X100.....94

Résumé

La dégradation et la baisse de fertilité des sols sont considérées comme les menaces majeures pour la conservation des ressources naturelles et sur la sécurité alimentaire des populations rurales au Niger. Pour faire face à cette vulnérabilité, plusieurs programmes visant à lutter contre la désertification et à inverser la tendance à la dégradation des ressources environnementales ont été élaborés. Le choix des espèces avait porté dans la plupart des cas sur *Acacia senegal* avec pour but de produire de la gomme arabique, de protéger et stabiliser les sols. *A. senegal* est une légumineuse des régions arides et semi-arides produisant une gomme de bonne qualité qui entre dans la fabrication de nombreux produits agro-alimentaires et pharmaceutiques. Comme d'autres légumineuses, *A. senegal* s'associe à des microorganismes du sol pour former des symbioses bénéfiques aussi bien pour le développement et la productivité des plantes, que pour la fertilité et la stabilité du sol. C'est aussi une légumineuse qui est cultivée en association avec plusieurs céréales et qui sert également de fourrage dans son aire naturelle au Niger. L'objectif général de cette thèse est d'étudier l'effet de l'arbre *A. senegal* sur la fertilité des sols et la productivité agricole en cultures associées.

Les travaux entrepris dans le cadre de cette étude concernent les principaux axes suivants: (i) la caractérisation des types de sols sur lesquels se développent *A. senegal*, (ii) la détermination de l'effet de *A. senegal* sur la fertilité et la communauté microbienne des sols; (iii) la caractérisation de la diversité des champignons endomycorhiziens; (iv) la caractérisation de la diversité fonctionnelle des rhizobia de *A. senegal*; et enfin (v) l'évaluation de la productivité agricole des cultures en association avec *A. senegal*. Les résultats obtenus ont permis de montrer que *A. senegal* est une espèce capable de se développer sur différents types de sols avec une prédilection pour les sols sableux, pauvres en matière organique et en éléments chimiques. Un effet positif de l'arbre sur la fertilité chimique et microbiologique a été mis en évidence et cet effet est plus élevé au niveau des sols sous *A. senegal* comparativement aux sols hors houppier. Une endomycorhization naturelle a également été observée chez *Acacia senegal*. De même, une variation de la nodulation selon le type de sol et la provenance des graines a été mise en évidence. Des expériences réalisées aux champs ont permis de démontrer que la présence de l'espèce *A. senegal* crée un environnement agro-écologique favorable à la productivité des cultures céréalières.

Mots clés : *Acacia senegal*, fertilité du sol, communauté microbienne, champignons

endomycorhiziens, rhizobia, productivité agricole, Niger.

Abstract

Soil degradation and fertility decreased are the major threats to natural's resources conservation and food security of rural population in Niger. To address this vulnerability, several programs to fight against desertification and reverse the degradation of environmental resources have been developed. The choice of species covered *Acacia senegal* that objectives are gum production, protection and soil stabilization. *A. senegal* is a leguminous arid and semi-arid regions producing gum quality that goes into the production of many food and pharmaceuticals processing. Like other leguminous, *A. senegal* is associated with soil microorganisms form symbioses beneficial for both the development and productivity of plants for fertility and soil stability. It's also a leguminous that's grown in association with several grains and serves as fodder, in his natural area in Niger. The objective of this thesis is to study the effect of the tree *A. senegal* on soil fertility and agricultural productivity in intercropping.

The work undertaken as part of this study concern the following axis: (i) characterization of soil types on which the gum trees were developed, (ii) determining the effect of *A. senegal* on fertility and total soil microbial community; (iii) the characterization of the diversity of mycorrhizal fungi; (iv) characterization of the functional diversity of rhizobia from *A. senegal*; and finally (v) the evaluation of agricultural crop productivity in association with *A. senegal*.

Results shown that *A. senegal* is an species that can grown on different types of soils and has a preference for sandy soils, low in organic matter and chemical elements. A positive effect of the tree on the chemical and microbiological fertility was highlighted and this effect is greater in soils under *A. senegal* compared to soils out crown. A natural endomycorhization was observed in *A. senegal*. Also, the nodulation depending on type of soil and origin of the seeds has been demonstrated in soils of different gum trees. Experimentations in field have shown that the presence of *A. senegal* in fields created an agro-ecological environment that's favorable to cereal crops productivity.

Keywords: *Acacia senegal*, soil fertility, microbial community, mycorrhizal fungi, rhizobia, agricultural productivity, Niger.

Table des matières

Introduction.....	1
Contexte et problématique.....	1
Objectifs	3
Structure du document.....	4
Chapitre I: Revue bibliographique.....	5
1.1 Monographie de <i>Acacia senegal</i>.....	5
1.1.1 Historique et systématique.....	5
1.1.2 Taxonomie	6
1.1.3 Les caractères botaniques de <i>Acacia senegal</i>	7
1.1.4 Phénologie.....	9
1.1.5 Croissance.....	10
1.1.6 Biologie de la reproduction	10
1.1.7 Écologie.....	11
1.1.7.1 Distribution.....	11
1.1.7.2 Climat.....	11
1.1.7.3 Sols.....	12
1.1.8 Gommages et gommose (exsudation)	13
1.1.9 Autres utilisations de <i>Acacia senegal</i>	14
1.1.10 Ennemis et maladies.....	16
1.2 Potentiel gommier du Niger.....	16
1.3 Les rhizobia.....	17
1.3.1 Généralités.....	17
1.3.1.1 Caractères morphologiques des rhizobia.....	18
1.3.1.2 Caractères biochimiques des rhizobia	18
1.3.1.3 Caractères physiologiques des rhizobia	18
1.3.2 Processus de la symbiose.....	18
1.3.3 Processus de la nodulation.....	19
1.3.3.1 Pré-échange de signal d'infection.....	19
1.3.3.2 L'infection.....	20
1.3.3.3 Développement du nodule et maturation des bactéroïdes.....	20

1.3.4 Les gènes de nodulation des rhizobia.....	22
1.3.4.1 Les gènes nod régulateurs.....	23
1.3.4.2 Les gènes nod structuraux.....	23
1.3.4.3 Rôle des facteurs Nod dans la nodulation	24
1.3.5 Fonctionnement de la symbiose fixatrice de l’azote	24
1.3.6 La diversité des rhizobia.....	25
1.3.7 Taxonomie et phylogénie des rhizobia	25
1.3.7.1 Taxonomie des rhizobia	25
1.3.7.2 Phylogénie des rhizobia	26
1.3.8 Classification des rhizobia	26
1.3.8.1 <i>Allorhizobium</i>	26
1.3.8.2 <i>Azorhizobium</i>	26
1.3.8.3 <i>Bradyrhizobium</i>	27
1.3.8.4 <i>Mesorhizobium</i>	27
1.3.8.5 <i>Rhizobium</i>	27
1.3.8.6 <i>Sinorhizobium</i>	27
1.3.8.7 Cas particulier du genre <i>Agrobacterium</i>	28
1.4 La symbiose mycorhizienne.....	28
1.4.1 Généralités.....	28
1.4.2 Classification des mycorhizes.....	30
1.4.2.1 Les ectomycorhizes.....	32
1.4.2.2 Les ectendomycorhizes.....	32
1.4.2.3 Les endomycorhizes.....	33
1.4.3 Fonctions de la mycorhize.....	35
1.4.4 Rôle écologique des champignons mycorhiziens dans les agrosystèmes.....	37
1.4.5 Application des CMA	38
1.5 Communauté microbienne du sol.....	39
1.5.1 Interactions microorganismes du sol et plantes.....	40
1.5.2 Interactions entre communautés microbiennes.....	41
1.5.3 Interactions microorganismes et propriétés du sol.....	42

Chapitre II: Caractérisation physico-chimique des sols des gommeraies.....	43
2.1 Introduction.....	43
2.2 Matériel et méthodes.....	44
2.2.1 Présentation des sites d'étude.....	44
2.2.1.1 Gommeraie de Kokoiyé.....	45
2.2.1.2 Gommeraie de kiki.....	47
2.2.1.3 Gommeraie de Bader Goula.....	47
2.2.1.4 Gommeraie d'Azzaï.....	48
2.2.1.5 Gommeraie de N'Guel Kolo.....	48
2.2.1.6 Gommeraie de Malam Mainari.....	49
2.2.2 Méthodes d'étude physico-chimique des sols.....	49
2.2.3 Traitement des résultats.....	50
2.3 Résultats.....	50
2.3.1 Caractérisation granulométrique des sols.....	50
2.3.1.1 Gommeraie de Kokoiyé.....	50
2.3.1.2 Gommeraie de Kiki.....	52
2.3.1.3 Gommeraie de Bader Goula.....	53
2.3.1.4 Gommeraie de Azzaï.....	56
2.3.1.5 Gommeraie de Malam Mainari.....	58
2.3.1.6 Gommeraie de N'Guel Kolo.....	60
2.3.2 Caractérisation chimique des sols.....	61
2.3.2.1 Gommeraie de Kokoiyé.....	61
2.3.2.2 Gommeraie de kiki.....	62
2.3.2.3 Gommeraie de Bader Goula.....	62
2.3.2.4 Gommeraie d'Azzaï.....	63
2.3.2.5 Gommeraie de Malam Mainari.....	64
2.3.2.6 Gommeraie de N'Guel Kolo.....	65
2.3.3 Caractéristiques des arbres et profondeur de nappe phréatique.....	65
2.3.4 Discussion partielle.....	67
2.3.7 Conclusion partielle.....	68

Chapitre III. Effet de <i>A. senegal</i> sur la fertilité des sols et sur les communautés microbiennes totales des sols.....	69
3.1 Introduction.....	69
3.2 Matériel et méthodes.....	70
3.3 Résultats.....	71
3.3.1 Effet de l'arbre <i>Acacia senegal</i> sur la fertilité des sols.....	71
3.3.2 Communauté microbienne totale des sols.....	76
3.3.2.1 Analyses en composantes principales entre l'activité microbienne totale, les paramètres physico-chimiques et la pluviométrie des sites.....	77
3.3.2.2 Corrélations entre l'activité microbienne totale, les paramètres physico-chimiques et la pluviométrie des sites.....	79
3.4 Discussion partielle.....	80
3.5 Conclusion partielle.....	84
Chapitre IV: Diversité des champignons endomycorhiziens associés à <i>Acacia senegal</i> dans les bassins gommiers au Niger.....	85
4.1 Introduction.....	85
4.2 Matériel et méthodes.....	86
4.2.1 Prélèvement de sol et racines.....	86
4.2.2 Extraction des spores.....	86
4.2.3 Dénombrement des spores.....	86
4.2.4 Mesure de la fréquence et de l'intensité de mycorhization.....	87
4.2.5 Traitement des données.....	88
4.3 Résultats et discussion.....	89
4.3.1 Résultats.....	89
4.3.1.1 Densité des spores.....	89
4.3.1.2 Corrélation entre la densité des spores et la fertilité des sols.....	90
4.3.1.3 Corrélation entre la densité des spores et l'intensité de mycorhization.....	91
4.3.1.4 Abondance relative des types de spores.....	91
4.3.1.5 Diversité des glomales dans les sols.....	92
4.3.1.6 Mycorhization naturelle d' <i>Acacia senegal</i>	93
4.3.2 Discussion partielle.....	95

4.3.3 Conclusion partielle.....	97
Chapitre V. Diversité fonctionnelle des rhizobia.....	98
5.1 Introduction.....	98
5.2 Matériel et méthodes.....	99
5.2.1 Piégeage des rhizobia	99
5.2.2 Test d'infectivité des différentes provenances.....	100
5.2.3 Le potentiel infectieux rhizobial des sols (MPN : Most Probable Number).....	100
5.3 Résultats.....	101
5.3.1 Piégeage des nodules.....	101
5.3.2 Potentiel infectieux rhizobial (MPN) des sols des gommériaies.....	102
5.3.3 Analyses en composantes principales entre le MPN, la pluviométrie et les paramètres physico-chimiques des gommériaies.....	103
5.3.4 Capacité infective des différents sols en tube Gibson.....	104
5.3.5 Analyse en composante principale entre les paramètres de nodulation, les caractères physico-chimiques des sols et les provenances de graines et sols.....	105
5.4 Discussion partielle.....	107
5.5 Conclusion partielle.....	109
Chapitre VI. Effet de <i>Acacia senegal</i> (L.) Willd. sur la productivité agricole.....	110
6.1 Introduction.....	110
6.2 Matériel et méthodes.....	111
6.3 Résultats.....	112
6.3.1 Caractéristiques chimiques des sols.....	112
6.3.2 Croissance des plants.....	113
6.3.3 Productivité des cultures du mil et sorgho.....	114
6.4 Discussion partielle.....	115
6.5 Conclusion partielle.....	118
Conclusion générale.....	119
Perspectives.....	120
Bibliographie.....	121
Annexes.....	143
Liste des publications.....	143

Introduction

Contexte et problématique

Les régions tropicales en général et celles au sud du Sahara en particulier, sont caractérisées par une dégradation accélérée des ressources naturelles à travers la faiblesse et/ou l'absence de couverture végétale, l'érosion du sol, (Sanon, 2009). Les sols sont soumis à un rapide déclin de leurs fertilités en raison de leurs faibles teneurs en matière organique et en éléments minéraux (en particulier l'azote et le phosphore), leurs pH bas, leurs capacités de rétention du phosphore très élevées le rendant indisponible aux plantes, et de la perte de la biodiversité (Bationo *et al.*, 1991 ; Piéri, 1989). À cela s'ajoutent des pluies erratiques avec une longue saison sèche et chaude favorisant la désertification (Warren *et al.*, 1996 ; Piéri, 1989). Par ailleurs, certaines activités anthropiques telles que la déforestation (favorisant la dégradation physique, chimique et biologique des sols), l'utilisation abusive des intrants agricoles, les feux de brousse volontaires, réduisent de façon drastique le développement (diversité et/ou activité) de la microflore tellurique symbiotique telles que les bactéries, champignons, rhizobia (Smith & Read, 1997 ; Hamel, 1996; Mosse, 1986) et exacerbent cette fragilisation des écosystèmes. Ceci a pour conséquence une compromission de la survie et de la croissance des plantes qui en dépendent (Duponnois *et al.*, 2001). Cette dégradation et cette baisse de fertilité des sols sont considérées comme les menaces majeures pour la conservation des ressources naturelles et sur la sécurité alimentaire des populations rurales.

Au Niger, cette situation a pour conséquences une paupérisation du secteur rural et une récurrence des crises alimentaires ou famines dont les plus récentes ont eu lieu en 2005, 2009 et 2012. Pour faire face à cette vulnérabilité à la variabilité et aux changements climatiques, le Niger a élaboré plusieurs programmes parmi lesquels on peut citer ceux de la «Restauration des Terres et Reboisement» et de la «Préservation de l'Environnement» (FAO, 2003). Ces programmes visaient à lutter contre la désertification et à inverser la tendance à la dégradation des ressources environnementales. A cet effet, les efforts avaient surtout porté sur le reboisement, la récupération des terres, l'aménagement des forêts et aires protégées.

Aussi, la remontée sur le plan international ces dernières années des cours de la gomme arabique et une demande internationale accrue de celle-ci avaient suscité au Niger la mise en place d'une politique intitulée «Programme de Relance de la Production et de la Commercialisation de la gomme arabique» (FAO, 2003). Cette nouvelle orientation a impulsé l'émergence d'un secteur

privé qui installe de plus en plus de gomméraires artificielles qui viennent s'ajouter aux gomméraires naturelles déjà existantes. Le choix des espèces a porté dans la plupart des cas sur *Acacia senegal* avec des objectifs de production de gomme arabique, de protection et stabilisation du sol. L'utilisation de *A. senegal*, qui est une légumineuse fixatrice d'azote pour atteindre ces objectifs pourrait être un moyen d'amélioration de la fertilité des sols dégradés.

En effet, le sol représente un habitat unique et complexe où vivent des milliers d'organismes. Parmi ceux-ci, les microorganismes tels que les algues, les bactéries, les champignons, les nématodes et les protozoaires forment la majeure partie de la population. Ces microorganismes jouent un rôle important dans le sol car ils interviennent dans la dégradation de la matière organique et dans la minéralisation de celle-ci en éléments absorbables pour la plante (Beauregard, 2010). La plupart des microorganismes dépendent de la matière organique comme source de carbone (C) et d'énergie ; c'est pourquoi ils prolifèrent dans les premiers 10 à 15 cm de la surface du sol où les résidus organiques et les racines des végétaux sont le plus abondants. Parmi les microorganismes, les bactéries ont une importance considérable car elles interviennent dans les cycles biogéochimiques dont ceux du carbone ou de l'azote avec un rôle fondamental dans la fixation de l'azote atmosphérique (Faugier, 2010). Les champignons quant à eux, jouent un rôle majeur dans l'évolution spatio-temporelle des écosystèmes végétaux terrestres (Boucher *et al.*, 1982). Ces symbiotes fongiques sont considérés comme des éléments clés dans le fonctionnement du sol (Brundrett, 1991) et assurent le maintien de la fertilité des sols (Requena *et al.*, 2001). Outre leur impact direct sur le développement de la plante principalement par une amélioration de la nutrition minérale de la plante hôte, il a été démontré que la structure du couvert végétal ainsi que son développement est intimement lié à l'établissement de la symbiose mycorhizienne (Van der Heijden *et al.*, 1998). La capacité d'une espèce végétale à tolérer un stress d'origine biotique ou abiotique est également fortement dépendante du degré d'établissement et de fonctionnement des relations symbiotiques entre le champignon et la plante hôte (Barea *et al.*, 1997). La symbiose mycorhizienne conditionne le fonctionnement microbien du sol par son influence sur certains groupes bactériens impliqués dans le déroulement des principaux cycles biogéochimiques de l'azote, du phosphore et du carbone (Frey-Klett *et al.*, 2005). L'établissement de cette symbiose influence quantitativement et qualitativement les caractéristiques de la microflore tellurique, conduisant à la formation d'un compartiment microbien spécifique, communément appelé «mycorhizosphère» (Duponnois *et al.*, 2005b ; Fret-

Klett *et al.*, 2005). Cette symbiose mycorhizienne a également un impact positif sur l'établissement des endosymbioses racinaires fixatrices d'azote avec les légumineuses (Duponnois *et al.*, 2013). En effet, les légumineuses jouent un rôle écologique très important car elles sont responsables pour une partie substantielle de la conversion du flux global de l'azote atmosphérique en composés organiques assimilables. D'où l'importance de l'association microorganismes-légumineuses qui peut avoir une application potentielle dans la restauration des terres dégradées et le maintien de leurs fertilités. Ainsi, une meilleure valorisation de *A. senegal*, légumineuse symbiotique fixatrice d'azote, permettra la constitution d'une collection de souches de rhizobia et champignons indigènes dans les sols de gomméraires et ainsi contribuer à la réinstallation du couvert végétal sur des sols dégradés.

Compte tenu du rôle important que joue cette plante, il nous a paru nécessaire de mener cette étude qui consiste à déterminer les types de sols sur lesquels se développent *A. senegal*, à étudier la diversité des microorganismes (communauté microbienne, champignons, rhizobia) dans ces sols mais aussi à évaluer l'effet de *A. senegal* sur le sol et la productivité des cultures céréalières en association avec cette légumineuse. Cette étude permettra d'améliorer nos connaissances sur le biofonctionnement des sols des gomméraires et le développement d'une agroforesterie à base de *A. senegal*-cultures céréalières afin de contribuer à la sécurité alimentaire au Niger. Les résultats issus de ce travail contribueront aussi à la mise en place de stratégies de gestion durable et de valorisation de cette espèce (*A. senegal*) notamment dans le cadre du projet de la Grande Muraille Verte au Niger.

Objectifs de la thèse

L'objectif général de cette thèse est d'étudier l'effet de *A. senegal* sur la fertilité des sols et la productivité agricole en cultures associées. Il s'agit spécifiquement de:

- Caractériser les types de sols sur lesquels se développe *A. senegal*;
- Déterminer l'effet de cet arbre sur la fertilité des sols et la communauté microbienne;
- Caractériser la diversité des champignons mycorhiziens;
- Caractériser la variabilité fonctionnelle des rhizobia de *A. senegal* ;
- Évaluer la productivité agricole en cultures associées dans les gomméraires.

Hypothèses et questions de recherche

Notre hypothèse d'étude est que l'impact positif de l'arbre *A. senegal* sur le sol serait lié à l'association symbiotique avec les microorganismes du sol. A cet effet, il nous paraît important de caractériser la diversité des microorganismes associés à *A. senegal* dans le sol des gomméraires.

De ce fait:

- les gomméraires se développent-t-elles sur le même type de sol ?
- la communauté microbienne du sol varie-t-elle selon les conditions pédoclimatiques des gomméraires?
- la diversité des rhizobia est-elle la même dans tous les bassins gommiers?
- la diversité des champignons mycorhiziens est-t-elle la même dans les différents bassins?
- l'arbre *A. senegal* influence-t-il positivement la productivité en cultures associées?

Structure du document

Ce document s'articule en 6 chapitres complémentaires:

Le premier chapitre fait le point de l'état des connaissances sur *Acacia senegal*, le potentiel gommier nigérien, les symbioses mycorhiziennes et rhizobiales et la communauté microbienne du sol. Le deuxième chapitre porte sur la caractérisation physico-chimique des sols des gomméraires. L'étude de l'effet de *A. senegal* sur la fertilité des sols et les communautés microbiennes totales du sol est présentée dans le troisième chapitre. La diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires associés à *A. senegal* dans les sols des différentes gomméraires est abordée dans le quatrième chapitre. Le cinquième chapitre traite de la diversité fonctionnelle des rhizobia. Et enfin, sont présentés dans le sixième chapitre, les résultats de l'effet d'*Acacia senegal* (L.) Willd. sur la productivité agricole.

Chapitre I: Revue bibliographique

1.1 Monographie de *Acacia senegal* (L.) Willd.

1.1.1 Historique et systématique

L'origine de la famille des Légumineuses est inconnue, mais des spécimens de pollen et de bois fossiles de la sous-famille des *Mimosoideae* datant du Maastrichtien (65 à 70 million d'années B.P.) (Raven *et al.*, 1981) ont été trouvés. Le genre *Acacia* a une répartition pantropicale avec environ 1352 espèces décrites (Maslin *et al.*, 2003). En se basant sur l'origine géographique, la structure de l'appareil végétatif et le type d'inflorescence, ce genre est divisé en 6 séries (Bentham, 1875 in Assoumane, 2011) : *Phyllodineae*, *Pulchellae*, *Botrycephalae*, *Gummiferae*, *Filicinae* et *Vulgares*. Cette classification a été révisée par Vassal, (1972) qui, en fonction de la présence ou de l'absence d'épines et selon la morphologie de l'appareil végétatif, réarrangea les séries de Bentham en trois sous-genres : *Heterophyllum*, *Acacia* et *Aculeiferum*. Le sous-genre *Heterophyllum* comprend 960 espèces dont la plupart sont limitées à l'Australie et correspond aux séries *Phyllodineae*, *Pulchellae* et *Botrycephalae* de Bentham. Le sous-genre *Acacia* comprend 161 espèces et correspond à la série *Gummiferae*. Le sous-genre *Aculeiferum*, avec environ 235 espèces concerne les séries *Filicinae* et *Vulgares* de Bentham. *A. senegal* est placé dans le sous-genre *Aculeiferum* ; cependant un débat est en cours qui propose de reclasser la plupart des espèces du sous-genre *Aculeiferum* dans le genre *Senegalia* (Maslin *et al.*, 2003). *A. senegal* a été décrit pour la première fois comme *Mimosa senegal* L. probablement à partir d'un spécimen collecté au Sénégal et par la suite l'espèce a été transférée dans le genre *Acacia* (Ross, 1975). La délimitation de *A. senegal* a été très difficile et jusqu'à aujourd'hui cette délimitation n'est pas entièrement claire. Quatre variétés sont reconnues pour cette espèce (Assoumane, 2011):

- la variété *kerensis* décrite sur la base de spécimens trouvés en Érythrée et qui diffère de la forme typique par son aspect buissonnant avec des branches partant de la base de l'arbre ;
- la variété *leiorhachis* décrite sur la base de spécimens trouvés en Tanzanie, se distingue de la variété *senegal* et de la variété *kerensis* par la présence d'un axe d'inflorescence glabre ou quasi glabre ;

- La variété *rostrata* décrite à partir de spécimens provenant du Transvaal (en Afrique du sud), se caractérise par la présence de gousses à apex en forme de bec ou de rostre et un axe d'inflorescence pubescent. C'est un petit arbre comme la variété *kerensis* ;
- la variété la plus répandue est *senegal*. Elle domine dans la ceinture soudano-sahélienne et traverse l'Arabie Saoudite pour rejoindre l'Inde et le Pakistan. En Afrique, elle se rencontre plus au Sud jusqu'en Mozambique. Cette variété est la source de la quasi-totalité de la gomme arabique sur le marché international.

1.1.2 Taxonomie

- Règne: Végétal
- Sous règne: Tracheobionata
- Division: Magniliophyta
- Classe: Magniliopsida
- Sous classe: Rosidae
- Ordre: Fabales
- Famille: Fabaceae
- Super famille : Légumineuses
- Genre: Acacia
- Espèce: *Acacia senegal* (L.) Willd, 1806
- Sous espèces: *senegal*, *kerensis*, *rostrata* et *leiorhachis*

Noms en langues nationales d'*Acacia senegal* dans quelques pays africains (d'après Aubreville, 1950 in Giffard, 1975) :

Haoussa (Niger) : kwara, akouara

Djerma (Niger) : danngna, déligna

Kanouri (Niger) : kolol, kolil

Toubou (Niger) : toughéhi

Arabe (Tchad) : ashâât, kittir aboid

Malinké (Mali) : donkori, dibé

Peulh (Mali, Sénégal) : patouki, patterlahi delbi

Oualof (Sénégal) : vereck

Maure (Mauritanie) : irouar, awarwar, erwar

1.1.3 Les caractères botaniques de *Acacia senegal*

Les principales descriptions de *A. senegal* ont été faites par Fagg & Allison, (2004) :

- **Architecture de l'arbre:** Au champ, les quatre variétés peuvent se développer dans des formes de croissance très différentes. Les variétés *rostrata* et *kerensis* sont des arbustes en forme de cône, de 2 m de haut en moyenne avec une couronne plate, mais la variété *rostrata* peut aussi se développer en arbres plus grands pouvant atteindre une hauteur de 5 m en Afrique du sud. Les variétés *senegal* et *leiorhachis* peuvent se développer sous forme de grands arbres pouvant atteindre 12 m de haut (Figure 1), bien que dans certains cas la variété *leiorhachis* peut aussi former un arbre avec de grandes tiges souples pouvant atteindre 15 m de longueur et la variété *senegal* se développe le plus souvent en arbuste de 5 à 6 m.



Figure 1 : Pied de *Acacia senegal*

- **L'écorce :** sur le tronc, l'écorce est de couleur jaunâtre à gris ou brun grisâtre, rugueuse et fissurée ou lisse s'effeuillant, et se détachant (Figure 2). Les jeunes branches sont jaunâtre ou brun grisâtre à noire violacé, elles sont glabres à densément pubescentes et l'écorce à ce niveau ne se détache pas. Chez les jeunes sujets, l'écorce est jaunâtre et lisse et devient gris noirâtre chez les individus âgés (Bâ, 2008). Les épines courtes en crochets sont disposées par 3 sur les branches au niveau des nœuds (à la base des feuilles); l'épine

centrale est dirigée vers le bas et les deux latérales sont plus ou moins courbées vers le haut. Les entre-nœuds sur les branches peuvent atteindre 4 cm de long.



Figure 2 : Ecorces de *Acacia senegal*

- **Les feuilles** : elles sont alternes, bipennées d'environ 2,5 cm de long, avec (2-) 3 à 6 paires de pinnules opposées et 7 à 19 (-25) paires de foliolules par pinnule (Figure 3). Le pétiole peut varier de 0,2 à 2 cm de long et le plus souvent il est glandulaire. Le rachis varie de 0,2 à 7 cm de long avec une glande à la jonction des pinnules ou parfois la glande est absente. La taille des foliolules varie de 1 à 9 mm de long sur 0,5 à 3 mm de large, elles ont une forme linéaire à oblongue-elliptique, elles sont modérément pubescentes sur les deux faces ou glabres.
- **Les fleurs** : les fleurs hermaphrodites, de couleur blanchâtre ou jaunâtre se forment sur des épis allongés qui peuvent atteindre 12 cm de long, l'axe d'inflorescence est densément pubescent ou parfois glabre (Figure 3). La longueur des pédoncules varie de 0,5 à 2 cm. Chaque épi porte 20 à 85 fleurs voire plus. Le calice est long de 2 à 3,5 mm, glabre ou légèrement pubescent et la corolle mesure 2,7 à 4 mm de long. Les filaments des étamines (1 à 7 mm de longueur) sont nombreux (80 à 240 par fleur) et unis à la base dans un tube. Le pistil de 5 à 10 mm a un stigma en forme de tasse et l'ovaire est presque en forme d'épi. La floraison intervient pendant la saison des pluies, toutefois certains sujets peuvent commencer à fleurir en mai avec l'augmentation de l'humidité relative alors que d'autres conservent des fleurs jusqu'en novembre.
- **Le fruit** : Le fruit est une gousse oblongue, plate et réticulée. Les gousses qui sont déhiscentes, se fendent en deux sur l'arbre à maturité (Figure 3). Elles sont de couleur jaunâtre ou brun grisâtre d'une longueur de 1,8 à 19 cm et d'une largeur de 1,2 à 3,4 cm.

Elles comportent des étranglements et l'apicale est arrondi ou acuminé. Les graines sont quasi rondes et aplaties avec un diamètre de 8 à 12 mm.

- **Les graines :** les gousses renferment 2 à 8 graines orbiculaires très comprimées, lenticulaires, larges de 7 à 9 mm qui demeurent fixées à la valve durant plusieurs semaines après ouverture de la gousse avant de tomber à terre (Figure 3).



Figure 3 : Fleurs, feuilles, gousses et graines d'*Acacia senegal*

- **Le système racinaire :** il est en général pivotant et moyennement développé pour les espèces des zones sèches avec des racines latérales très étendues qui colonisent les horizons supérieurs jusqu'à une dizaine de mètres du tronc (Arbonnier, 2000).

1.1.4 Phénologie

Les études phénologiques de cette espèce ont permis de la classer parmi les espèces à feuillaison longue (Ickowicz *et al.* 2005) c'est-à-dire donnant des feuilles avant la saison des pluies qui persistent en début de saison sèche. Cependant, des variations notables ont été observées selon les années et les sites (Ickowicz *et al.* 2005), rapprochant cette espèce des ligneux à feuillaison variable qui sont plus ubiquistes. En effet, la phénologie de *A. senegal* est fonction de la pluviométrie, la température, l'évaporation et la disponibilité de l'eau dans le sol. Ces facteurs présentent des variations annuelles et interannuelles. Ainsi, Sall (1997) établit la chronologie phénologique suivante au cours d'une année:

- ✓ la feuillaison qui précède toujours la floraison s'étend du mois de mai à décembre ;
- ✓ la floraison commence en juin et se poursuit jusqu'au mois d'octobre ;

- ✓ la fructification s'étend de juillet à janvier.

1.1.5 Croissance

Les graines de *A. senegal* germent et s'établissent par épisode, et les plantules croissent rapidement si elles ne sont pas attaquées par les herbivores. Les principaux facteurs qui affectent la mortalité des plantules sont la compétition avec les autres espèces, les températures élevées et la faible humidité du sol en saison sèche (Assoumane, 2011). Après la première saison sèche, ces facteurs sont moins importants mais les plantules établies peuvent être complètement détruites par les feux de brousse. De sérieuses pertes peuvent également être causées par les chèvres et les rongeurs. Avant les 20 premières années de croissance, un large système racinaire se développe, alors que la partie aérienne croît plus lentement. Entre 16 et 40 ans, la biomasse aérienne augmente plus rapidement que la biomasse souterraine, avec le maximum d'augmentation annuelle moyenne à 30-40 ans, ce qui coïncide avec le maximum de production foliaire (Fagg & Allison, 2004). Plus l'arbre vieillit, plus la production de fleurs est grande, avec une production maximale de fruits entre 30 et 40 ans (Poupon, 1977).

1.1.6 Biologie de la reproduction

A. senegal est presque exclusivement allogame, les études sur sa pollinisation ayant montré que l'espèce est auto-incompatible (Tandon *et al.*, 2001). Les fleurs de couleur crémeuse, sont hermaphrodites avec un nectar infra-staminal et s'ouvrant pendant 1 à 3 jours. Elles émettent du pollen en même temps que le nectar (Diallo *et al.*, 1997). Dans les conditions les plus favorables, *A. senegal* fleurit à un âge relativement jeune (aux environs de 3 ans). La floraison varie selon les taxa, se produisant soit avant ou juste après les premières pluies, et souvent en même temps que la feuillaison. Les fleurs sont principalement pollinisées par les abeilles (Stone *et al.*, 1998), mais également par une grande diversité d'autres insectes. Au Sénégal, Diallo *et al.* (1997) ont identifié des insectes appartenant à 3 principaux ordres : Coléoptères, Hyménoptères et Lépidoptères.

Les gousses sont déhiscentes, quelques graines se détachent d'elles mêmes quand les funicules se dessèchent alors que d'autres graines restent accrochées et sont dispersées avec les gousses.

La dissémination des graines est assurée par le vent (mode anémophile) après déhiscence de la gousse, par élagage et transport des graines par l'homme (mode anthropozoïque) ou par broutage des animaux (mode zoochorie).

La technique de régénération artificielle est aussi une forme de multiplication de *A. senegal*. En effet, les tentatives d'enrichissement des peuplements par simple épandage de semence sans travail de sol se soldent souvent par des échecs. Il faut nécessairement des interventions sylvicoles pour épargner les jeunes plants de la concurrence des mauvaises herbes et des arbres préexistants. Cette régénération artificielle se pratique à grande échelle dans les « vergers à gomme ». La méthode, basée sur un aménagement sylvo-agricole qui associe la culture de céréale (mil, sorgho par exemple) à une jachère de *Acacia senegal*, s'avère être le meilleur procédé de régénération artificielle (Giffard, 1966). Cette méthode impose toute fois une éducation des paysans afin qu'ils ne détruisent les plants lors des binages. Le drageonnage n'est pas signalé dans la littérature, bien que les rejets de souches soient fréquents dans les parcs agroforestiers du Soudan (Jamal & Huntsinger, 1993).

1.1.7 Écologie

1.1.7.1 Distribution

Les gommiers (*Acacia senegal*) sont des arbres caractéristiques du Sahel Africain (Giffard, 1975). On les rencontre également en Arabie et dans le désert du Sind, en Inde. Ils occupent une large bande au sud du Sahara qui va de l'Océan Atlantique à la Mer Rouge. Commencant entre les 18° et 14° parallèles en Mauritanie et au Sénégal, l'aire s'incline d'Ouest en Est pour descendre entre les 14° et 11° parallèles au niveau du Lac Tchad puis elle remonte légèrement dans le massif de l'Ouaddaï pour s'infléchir ensuite au Soudan, en Ethiopie, en Somalie, au Kenya et en Tanzanie.

1.1.7.2 Climat

Vu la très grande distribution de l'espèce, de l'Afrique au sous-continent Indien, une grande variation du climat est observée dans l'aire de distribution. Principalement, l'espèce se développe dans les plaines sèches des régions tropicales et subtropicales dont les régimes pluviométriques sont très divers (Nicholson *et al.*, 1988). Dans les régions soudaniennes et sahéliennes d'Afrique de l'Ouest, *A. senegal* se développe dans les zones tropicales caractérisées par une saison

pluvieuse estivale et courte de 3 à 4 mois, et des vents d'Harmattan secs qui contribuent à une longue et sévère saison sèche. C'est dans cette région que s'étend la zone de production appelée «ceinture de la gomme arabique» qui va du Sénégal aux côtes de la Mer Rouge au Soudan d'où provient presque la totalité de la gomme arabique du commerce international. La pluviométrie annuelle dans ces régions varie de 150-200 mm dans le Nord à 800 mm dans le Sud et 90% de la pluie tombe entre juin et septembre. Toutefois les peuplements naturels les plus importants sont situés dans les stations où les précipitations annuelles atteignent 300 à 400 mm réparties entre Juin et Septembre avec une moyenne de 20 à 25 jours pluvieux (Giffard, 1975). Pendant le reste de l'année, la ceinture de la gomme souffre d'un déficit hydrique aigu, avec une évapotranspiration potentielle supérieure à la pluviométrie pendant une période d'au moins 9 mois par an. Le climat a une influence majeure sur la production de gomme arabique. Ainsi, sous une forte pluviométrie, comme dans les régions montagneuses de l'Afrique de l'Est, *A. senegal* produit très peu de gomme (Fagg & Allison, 2004). *A. senegal* pousse dans une gamme de température moyenne comprise entre -4° C et 43° C. En Afrique de l'Est, on le trouve entre 100 et 1700 m d'altitude (Dommergues *et al*, 1998).

1.1.7.3 Sols

A. senegal colonise les sols steppiques des séries sableuses anciennes et récentes. Ce sont des sables à dominance grossière, quartzeux avec quelques éléments de feldspath, pauvres en matière organique et en azote (Giffard, 1975). Les teneurs en argile et en limon, très faibles dans les horizons supérieurs, ne dépassent jamais 10% en profondeur. Les pH, légèrement acides ou neutres en surface, deviennent acides en profondeur. Le complexe absorbant est pauvre, la somme des bases échangeables dépassant rarement 2,5 méq/100g et la teneur en calcium représentant 60 à 70% des bases échangeables. Généralement l'espèce aime les sols bien drainés même s'il existe quelques rares exceptions comme dans la région de kordofan à l'Est du Soudan où elle existe sur sol lourd et argileux (Bâ, 2008). La majorité des espèces de *Acacia* se développent dans une large variété de sols avec une faible teneur en calcium échangeable (0-5,2% en milliéquivalents), et *A. senegal* var. *senegal* se développe sur des sols avec 3,7 % milliéquivalents. Dans les régions sahéliennes, les meilleurs sites ont un pH de 5 à 8 (Von Maydell, 1983).

1.1.8 Gommages et gommose (exsudation)

On appelle gommages des substances hydrocolloïdales de poids moléculaire élevé qui, en présence d'un solvant ou d'un hydrolysant, produisent des gels, des suspensions ou des solutions à fortes viscosité dont la teneur en matière sèche est faible. La gomme arabe est composée de sels de potassium, de calcium, de magnésium et d'un acide glucosidique à haut poids moléculaire, l'acide arabe. Elle renferme comme impuretés des sucres et une enzyme, l'oxydase. Les solutions se comportent comme des liquides jusqu'à une concentration (poids/volume) d'environ 20% ; ce qui laisse supposer que la molécule est sans doute pratiquement isodiamétrique, probablement une spirale courte (Shotton, 1972). Elle est un bon agent émulsifiant (du fait de ses propriétés adhésives, anti-cristallisantes, épaississantes et stabilisantes) et est utilisée pour la fixation des huiles et de la paraffine d'où ses utilisations dans les industries alimentaires, en pharmacie, dans la fabrication des cosmétiques, pour la préparation des peintures et des encres d'imprimerie. Elle est composée de polysaccharides protéinés hautement solubles dans l'eau. Ses principales qualités sont d'être sans goût, sans odeur et apparemment atoxique par voie orale. Parmi beaucoup d'autres usages, la gomme peut soigner la toux, la diarrhée, la dysenterie, l'hémorragie et sert aussi à couvrir les lésions de la peau suite à une blessure. La gomme de *A. senegal* soigne les ulcérations de l'estomac, les œdèmes et la dysenterie. Elle présente toutefois l'inconvénient de constituer en solution un substrat propice au développement des microorganismes.

Les *Acacias* sont à la base de la production de la gomme arabe qui possède un intérêt économique réel. *Acacia senegal* et *Acacia laeta* sont les deux genres d'*Acacia* qui produisent la gomme de meilleure qualité qualifiée de gomme dure et 90% de la gomme arabe commercialisée est celle provenant de l'espèce *Acacia senegal* (Guinko, 1991).

La meilleure gomme est dure, claire, très hydrosoluble, de faible viscosité et à pouvoir rotatoire négatif. A cet égard, l'exsudat de *A. senegal* présente les meilleures caractéristiques (viscosité moyenne 16 ml/g, rotation spécifique voisine de -30°C) (Vassal *et al.*, 1992 ; Bâ, 2008). La gomme arabe est un produit de commerce très ancien, qui date de la première dynastie égyptienne (3400 avant Jésus-Christ) [Petrie, 1902 in Assoumane, 2011]. Le commerce international a fortement augmenté dans la première partie du vingtième siècle avec l'augmentation de la demande venant en particulier des industries de confiserie européennes.

La physiologie de la production de la gomme arabique est complexe et demeure encore assez mal connue. L'exsudation ou gommose serait la conséquence d'une dégénérescence cellulaire due à une altération du cambium, du liber, des rayons médullaires, parfois même de la moelle (Giffard, 1975). La première modification apparaît dans la partie vivante du liber. Elle se traduit par un épaississement des membranes des cellules et une réduction progressive des cavités centrales puis il se forme une poche dont les tissus diffusent prennent une consistance gommeuse. Les lacunes s'étendent de plus en plus. Lorsqu'elles atteignent la surface de la tige, la gomme s'échappe, soit que l'écorce se fissure sous l'effet de la pression, soit qu'il existe une solution de continuité. Elle s'écoule sous forme de petites larmes contournées sur elles mêmes qui sortent comme la vaseline d'un tube, ou sous forme d'un liquide visqueux qui prend en s'échappant l'apparence d'une sphère. Il existe deux types d'exsudation : l'exsudation naturelle et l'exsudation artificielle encore appelée saignée ou tapping.

L'exsudation naturelle résulte le plus souvent d'un traumatisme provoqué par le vent, la sécheresse, l'homme, les animaux domestiques et sauvages, les insectes, les plantes parasites. Quant à la saignée, elle consiste à détacher un lambeau d'écorce de 2 à 3 cm de largeur et de 30 à 100 cm de longueur. L'opération est effectuée à la hache en fendant transversalement l'écorce à la base d'une branche puis en tirant le morceau à la main le plus loin possible vers le haut. Des tissus libériens sont arrachés et il se forme sur le bord de la plaie, entre le bois et liber, un bourrelet cicatriciel d'où la gomme suinte en général trois semaines plus tard. Si la saignée est bien faite, les plaies sont cicatrisées à la fin de la saison des pluies. En effet, les boules obtenues par la saignée, souvent plus grosses que celles issues de la sécrétion naturelle, peuvent atteindre la taille du poignet. Cependant, un tapping trop poussé ou entrepris sur des arbres trop jeunes épuise toutefois les arbres, entraînant souvent leur mort.

1.1.9 Autres utilisations de *Acacia senegal*

Au Sahel, les espèces du genre *Acacia* se sont révélées précieuses comme brise vent et barrière de protection contre l'avancée du désert. Leur houppier intercepte les gouttes de pluies tandis que le système racinaire prévient efficacement l'érosion des sols en les stabilisant (FAO, 2003).

Les feuilles et les gousses constituent un bon fourrage de saison sèche tandis que les branches servent à faire des enclos et fournissent du bois de construction. En effet, l'intérêt fourrager de *A.*

senegal a été étudié pour des critères de valeur alimentaire, productivité fourragère et d'appétibilité. Parmi les arbres fourragers sahéliens, les feuilles de *A. senegal* sont de très bonne valeur alimentaire, avec une teneur élevée en azote digestible et une faible teneur en tannins, ce qui en fait un fourrage de toute première qualité (Ickowicz *et al.*, 2005). Cependant, sa productivité en fourrage est plus faible que celle des espèces répandues en zone sahélienne, tant en termes de biomasse totale produite au cours de l'année que de disponibilité saisonnière. Elle présente cependant l'intérêt de produire de nouvelles feuilles dès la fin de la saison sèche, période habituelle de déficit fourrager au Sahel. Ce fourrage, par rapport aux autres espèces ligneuses, est très apprécié par les ruminants domestiques, à l'exception des bovins. Par ailleurs, la consommation des gousses conduit à une destruction des graines, ce qui doit être pris en compte dans la gestion des peuplements.

La gomme arabique a une large gamme d'applications dans les secteurs alimentaires et pharmaceutiques. Elle sert de liant pour les comprimés et d'émulsifiant pour les crèmes et lotions. La gomme de *A. senegal* est également un facteur d'anti-acidité de choix pour les traitements d'affections intestinales et sont des préventifs de l'ulcère de l'estomac et du cancer de l'intestin. La gomme arabique trouve d'autres applications dans l'imprimerie et dans le secteur des textiles (FAO, 2003).

Sur le plan social, *A. senegal* joue aussi un rôle important dans les transactions commerciales à travers la vente de la gomme arabique et constitue une source de revenus monétaires. Il permet une augmentation de la production agricole et pastorale, représente une source d'énergie par le bois de chauffe que l'arbre fournit.

Sur le plan écologique, *A. senegal* permet : la fixation du sol grâce à ses racines profondes, l'enrichissement du sol par la fixation de l'azote atmosphérique, de freiner l'érosion éolienne par la diminution du ruissellement grâce à son couvert végétal et sa biomasse souterraine, la reconstitution du tapis graminéen et la rénovation des zones de pâture, la récupération des sols et lutte contre la désertification (espèce très résistante à la sécheresse, prospère bien sur sols pauvres sableux et dunes fossiles).

Dans le domaine de la fertilisation, *A. senegal* appartenant à la famille des légumineuses dont les racines renferment des nodosités où prolifèrent des bactéries spécialisées dans la fixation directe de l'azote atmosphérique permet d'améliorer les qualités des sols.

1.1.10 Ennemis et maladies

Les arbres adultes sont résistants aux attaques d'insectes alors que les jeunes plants sont sensibles. Les causes de la disparition des jeunes gommiers résultent (Giffard, 1966) : des attaques de termites qui se produisent souvent lorsque les plants sont insuffisamment développés en fin d'hivernage ; de la présence des chenilles qui, avant de filer leur cocon sur la tige, rongent le collet ; des sauterelles qui mangent les feuilles et rameaux ; du pâturage des animaux domestiques (chèvres et moutons) ou sauvages (gazelles) qui sectionnent et arrachent les plants ; du piétinement des bœufs et des chameaux ; enfin du feu qui, s'il parcourt la plantation, la détruit en totalité. Les gousses peuvent être attaquées par les insectes, les racines par les termites lors des périodes de sécheresses extrêmes (Von Maydell, 1983).

1.2 Potentiel gommier du Niger

Le potentiel de production de la gomme arabique au Niger est évalué à 300.000 hectares dont 158.026 ha de peuplement naturel et 141.974 ha de plantations artificielles réparties dans trois bassins gommiers (FAO, 2003). Les principales espèces gommieres identifiées sont: *Acacia senegal*, *Acacia laeta*, *Acacia seyal*, *Combretum nigricans* et *Commiphora africana*. Les trois bassins gommiers du Niger sont :

- le bassin occidental : il couvre la région de Tillabéri où les forêts naturelles, estimées à environ 40.000 ha, (soit environ 3.000.000 de pieds) sont constituées d'un mélange de *Acacia senegal*, *Acacia laeta* et *Acacia seyal*. Ces forêts naturelles sont essentiellement localisées dans le Liptako Gourma (Sud-Ouest et Nord-Est du département de Téra et Nord- Ouest de celui de Say). Ce bassin renferme également d'importantes plantations artificielles constituées de près de 500.000 pieds de *A. senegal*.
- le bassin central : il couvre le Nord de la région de Maradi (Mayahi, Tassaoua, Dakoro), le centre et le Sud-Est de la région de Tahoua (Tchintabaraden, Abalak, Tahoua, Keita, Bouza et Madaoua). Il est constitué de peuplements naturels de *A. senegal* estimés à plus de 50.000 ha, soit environ 3.750.000 pieds et d'importantes plantations artificielles évaluées à 7 millions de pieds de *A. senegal* et *Acacia seyal*.
- Le bassin oriental : berceau historique de la gomme arabique, il s'étend sur la moitié Sud de la région de Diffa (départements de Mainé-Soroa et Diffa) et le Sud-est de la région de Zinder (département de Gouré). Son potentiel de production est estimé à 200 000 hectares

de peuplements naturels soit 15 millions de pieds dont près de la moitié est constitué de forêts dominiales de l'Etat.

Le potentiel de production de la gomme des Combrétacées (produite principalement par *Combretum nigricans*) présent dans des peuplements importants de forêts classées à Combrétacées situés dans les régions de Dosso, Maradi et Tillabéry couvre une superficie estimée à plus de 800 000 hectares (Ichaou, 2008). Les espèces productrices de gomme-résine identifiées au Niger sont principalement *Commiphora africana* et *Boswellia spp* et sont respectivement présentes dans les régions de Diffa et de Zinder.

1.3 Les rhizobia

1.3.1 Généralités

Comme des nombreuses plantes de la famille des Légumineuses, la plupart des espèces *Acacia* natives d'Afrique peuvent développer des nodules sur leurs racines et établir ainsi une relation symbiotique fixatrice d'azote avec des bactéries du sol communément appelée rhizobium. Les rhizobia sont des bactéries qui ont évolué en endosymbiontes mutualistes, d'une importance écologique majeure, avec les légumineuses et contribuant à environ 25% du cycle global de l'azote (Masson-Boivin *et al.*, 2009). Les rhizobia induisent des nodosités sur les légumineuses qu'ils colonisent (Batut *et al.*, 2004) et parfois les tiges (Dommergues *et al.*, 1999) et dans lesquelles, ils fixent de l'azote pour le bénéfice de la plante. Ils sont taxonomiquement, métaboliquement et génétiquement des bactéries du sol qui sont diverses (Moulin *et al.*, 2001; Masson-Boivin *et al.*, 2009). Dans la plupart des cas, les rhizobia sont hétérotrophes micro-aérophiles obligatoire qui peuvent assimiler un large éventail de carbone dans la rhizosphère et de sources d'azote (Fuhrer *et al.*, 2005).

L'établissement et le fonctionnement de cette symbiose sont le résultat d'une interaction moléculaire entre la plante et la bactérie, contrôlée au niveau génétique par chacun des deux partenaires (de Lajudie *et al.*, 2000). Les plantes sécrètent des flavonoïdes qui, lorsqu'ils sont reconnus par le rhizobium, déclenchent la biosynthèse bactérienne de molécules lipooligosaccharidiques appelées facteurs Nod. Ceux-ci induisent chez la plante la formation d'un organe spécialisé appelé nodule, à l'intérieur duquel la bactérie se différencie en bactéroïde capable de fixer l'azote atmosphérique (Dénarié *et al.*, 1996).

1.3.1.1 Caractères morphologiques des rhizobia

Les rhizobia sont des bactéries Gram négatifs, non sporulants se présentant deux formes (Samir, 2008): la **forme végétative** où les rhizobia sont mobiles par un seul flagelle polaire ou par deux à six flagelles péritriches et apparaissent sous forme de bâtonnets réguliers de 0,5 à 0,9 µm de largeur sur 1,2 à 3 µm de longueur et la **forme bactéroïde** où les rhizobia se transforment en bactéroïdes de forme branchée, sphérique ou en massue (Perry *et al.*, 2004) à l'intérieur des cellules du cortex racinaire.

1.3.1.2 Caractères biochimiques des rhizobia

Les rhizobia sont des bactéries chimioorganotrophes qui utilisent des carbohydrates relativement simples comme le glucose, le mannitol, le saccharose et des composés aminés. Certaines espèces exigent des vitamines pour leurs croissances (Samir, 2008). Les rhizobia n'assimilent pas l'azote en dehors de la plante et ont besoin d'une source d'azote ammoniacal ou aminé pour se développer à l'état libre.

1.3.1.3 Caractères physiologiques des rhizobia

Le rhizobium est un microorganisme aérobie ou microaérophile et peut se contenter d'une faible tension en oxygène (pression de 0,01 atm). Le pH optimum de croissance se situe entre 6 et 7, plus exactement 6.8, mais certaines souches tolèrent un milieu acide (pH = 4) comme *Rhizobium japonicum* (Samir, 2008). La température idéale se situe entre 25-30°C.

1.3.2 Processus de la symbiose

Le sol contient de la matière organique plus ou moins stable qui forme un volant lentement utilisable par la plante, voire inutilisable sous certaines formes (Bâ, 2008). L'azote (N) et le phosphore (P) sont les minéraux les plus importants que la plante doit trouver pour son développement. Dans le sol, l'azote peut se présenter sous trois formes : nitrate, ammonium et acides aminés (Miller & Cramer, 2004). Il peut arriver que de tels éléments soient absents dans le sol. Dans ces conditions, une association symbiotique des racines avec des microorganismes du sol (bactéries et champignons) capables d'enrichir le milieu en P et en N s'avère nécessaire. Quand la symbiose est faite entre une racine et un *Rhizobium*, l'association forme un organe nouveau appelé nodule, siège de la fixation de l'azote atmosphérique (Bâ, 2008). La formation

de nodosités survient quand les rhizobia pénètrent leurs hôtes d'une manière strictement coordonnée et contrôlée. Les exigences génétiques de la reconnaissance spécifique sont partagées entre le rhizobium et la plante hôte. Chacun des deux partenaires possède des gènes qui ne sont exprimés que par la présence de l'autre (Bâ, 2008). En effet, la nodulation des légumineuses par les rhizobia est contrôlée par un ensemble de gènes de nodulation bactériens (nod) impliqués dans la production de lipo-chitooligosaccharides (facteurs Nod) jouant un rôle de molécules signaux pour la nodulation spécifique des légumineuses hôtes.

La formation d'une nodosité suit en général les étapes de développement suivantes:

- Chimiotactisme et attachement des rhizobia aux racines de l'hôte ;
- Déformation des poils absorbants ;
- Invasion du cytoplasme des cellules corticales par les bactéries à travers les cordons d'infection ;
- Division des cellules du cortex aboutissant à la formation d'un primordium nodulaire ;
- Différentiation des bactéries en bactéroïdes et du primordium nodulaire en nodosité.

La symbiose rhizobium/légumineuse est un processus indispensable à la plante pour acquérir l'azote sous forme réduite, mais aussi au rhizobium pour obtenir les nutriments nécessaires à leur développement. Le végétal fournit des matières nutritives à la bactérie et celle-ci en retour capte l'azote de l'air et le donne à son hôte (Samir, 2008).

1.3.3 Processus de la nodulation

L'établissement de l'association symbiotique, la formation des nodules et la fixation de l'azote sont la conséquence d'une série d'interactions contrôlées par des signaux moléculaires entre la plante et son hôte bactérien.

1.3.3.1 Pré-échange de signal d'infection

Le processus de nodulation commence par un échange de signaux entre la plante hôte et la bactérie. En condition de carence en ions ammonium (NH_4^+), les plantes produisent des flavonoïdes (molécules signales) au niveau de leurs racines (Patriarca *et al.*, 2004). Ce signal, une fois perçu par le rhizobium, induit l'expression de gènes nod codant pour les enzymes de synthèse de facteurs Nod (lipo-chitinoooligosaccharides).

1.3.3.2 L'infection

Les bactéries s'attachent aux racines par l'intermédiaire de la rhicadhésine qui est une molécule d'adhésion spécifique localisée à la surface des cellules. Des lectines sont également impliquées dans l'adhésion mais elles participent à un degré moindre que la rhicadhésine (Perry *et al.*, 2004). Les bactéries migrent vers l'extrémité des poils absorbants, s'y fixent et libèrent à leur tour des hormones (acides gibbérellique et indole-acétique) qui assouplissent la paroi cellulaire (Dupuy & Nougier, 2005). Le rhizobium s'apprête alors à entrer dans la plante. Le facteur de nodulation induira une dépolarisation de la membrane, une fuite d'électrolytes et une oscillation de la concentration du calcium (Samir 2008). Cette interaction induit une déformation du poil absorbant. Seuls les jeunes poils absorbants peuvent être courbés pour entourer les cellules bactériennes. En réponse le poil absorbant secrète une enzyme, la polygalacturonase, qui fragilise la paroi et facilite ainsi la pénétration des bactéries (Dupuy & Nougier, 2005). Cette pénétration se fait par un mécanisme d'invagination (Perry *et al.*, 2004). Les cellules bactériennes entrent par un poil absorbant, perdent leur membrane externe et changent de forme, tout en produisant une cytokinine (sorte d'hormone de croissance).

1.3.3.3 Développement du nodule et maturation des bactéroïdes

Dans le poil absorbant, des vésicules golgiennes convergent vers le point de contact, forment un cordon amorphe contenant des mucilages limités par des fibrilles celluloseuses d'origine végétale; c'est le filament d'infection (Dupuy & Nougier, 2005). Ce cordon relie les cellules épidermiques aux cellules corticales. De là, l'organogenèse se poursuivra jusqu'à l'obtention d'un nodule. Arrivé dans la zone corticale, le cordon se ramifie et envahit la presque totalité de la racine. La zone corticale réagit par l'augmentation de taille mais aussi par la multiplication cellulaire activée par la libération de cytokinines bactériennes ; un méristème se forme ou différencie une excroissance appelée nodule (Dupuy & Nougier, 2005). La communication entre les bactéries semble aussi jouer un rôle dans le développement des nodules (Loh *et al.*, 2002). La dernière étape de la formation du nodule consiste en un relâchement des rhizobia à partir des cordons d'infection à l'intérieur des cellules corticales suivi de la division et de la différenciation des rhizobia en cellules fixatrices d'azote reconnues sous le nom de bactéroïdes. La majorité de la population bactérienne se transforme en bactéroïdes de forme branchée, sphérique ou en massue. Une membrane pér bactéroidienne enveloppe ces bactéroïdes (Perry *et al.*, 2004). Elle

protège la plante contre l'ammoniac produit et une pathogénicité potentielle de la bactérie, tout en maintenant un gradient d'azote, d'oxygène et de nutriments nécessaires à la fixation de l'azote (Bélanger, 1998 in Samir, 2008). Le passage à l'état symbiotique s'accompagne d'une forte répression des gènes du métabolisme basal et d'une surexpression de ceux impliqués dans la fixation et l'assimilation de l'azote. Quelques rares cellules bactériennes quiescentes, de forme bacillaire, sont présentes dans le nodule ; ce sont les cellules qui survivront et se multiplieront dans le sol après la mort de la plante. Elles pourront alors infecter les racines des plantes situées dans le voisinage ou de celles qui se développent ultérieurement sur le même site (Perry *et al.*, 2004) (Figure 4). Le centre du nodule est entouré de faisceaux conducteurs dans lesquels le xylème est externe, le phloème est interne alors que cette disposition est inversée dans la structure normale de la racine (Dupuy & Nougier, 2005). Les nodosités utilisent la majeure partie de l'ammonium produit par fixation symbiotique de l'azote pour synthétiser des acides aminés, qui passent ensuite dans le xylème. Les deux composantes impliquées dans la sensibilité de la symbiose au sol sont d'une part le développement et le fonctionnement des nodosités et d'autre part la croissance et l'aptitude des organes photosynthétiques à approvisionner les nodosités en photosynthétats (Samir, 2008).

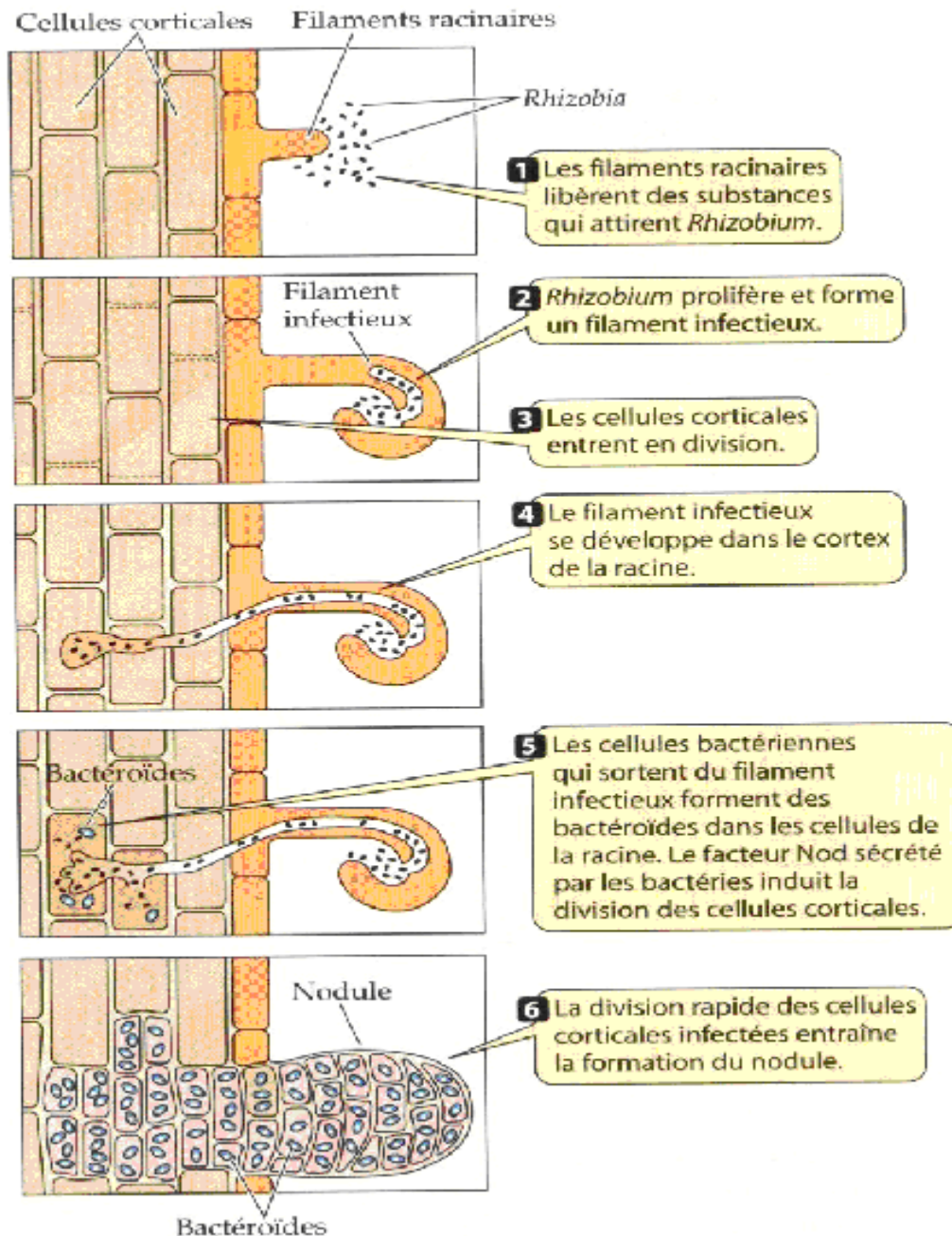


Figure 4: Développement des nodules sur les racines dans un cas de symbiose entre *Rhizobium* et une plante (Perry *et al.*, 2004).

1.3.4 Les gènes de nodulation des rhizobia

La génétique moléculaire et l'étude du comportement symbiotique de souches mutantes de bactéries ont conduit à l'identification de gènes de nodulation (*nod*, *nol* et *noe*) nécessaires à l'infection, à la formation des nodosités et au contrôle de la spécificité de l'hôte (Dénarié *et al.*,

1992). Les gènes régulateurs et structuraux de la nodulation sont impliqués dans les échanges de signaux qui se déroulent durant les premières étapes de la symbiose.

1.3.4.1 Les gènes nod régulateurs

A la présence des signaux de la plante, généralement les flavonoïdes excrétés dans les exsudats racinaires de la plante, les protéines NodD activent la transcription des gènes structuraux de la nodulation (Bakhoum, 2012). Chez plusieurs espèces, une multitude de copies de gènes *nodD* sont présents, codants pour les protéines régulatrices qui sont activées par différents signaux de plantes ou environnementaux (Denarié *et al.*, 1992). La majeure partie des rhizobias ont des copies multiples de gènes *nodD* et cette variation allélique permet une meilleure nodulation du niveau d'expression des gènes en réponse à la diversité des signaux de la plante et de l'environnement. Cette activation des protéines *nod* régulatrices par divers signaux de plantes constitue le premier niveau de contrôle de la spécificité de l'hôte (Denarié *et al.*, 1992).

1.3.4.2 Les gènes nod structuraux

Les gènes *nod* structuraux peuvent être divisés en deux groupes. Les gènes *nod ABC* appelés ainsi du fait qu'ils sont présents chez toutes les espèces de rhizobium (Bakhoum, 2012). Ils jouent un rôle essentiel comme en témoigne le fait que leur inactivation entraîne une perte totale de la capacité de la plante à provoquer une réaction détectable, indépendamment de l'hôte. Le second groupe comprend les gènes *nod* présents en combinaison variables dans différentes espèces. La mutation de ces gènes *nod* entraîne une altération dans le spectre d'hôte de la nodulation (Denarié *et al.*, 1996). La variation de la structure des facteurs Nod entre les espèces implique des mécanismes génétiques variés affectant essentiellement les gènes *nod* structuraux. Chaque espèce ou biovar contient une combinaison non allélique de gènes qui sont présents dans certaines espèces, absents dans d'autres comme *nodH*, *nodL*, *nodX*, *nodSU* et *nodZ* et, qui contrôlent des substitutions spécifiques sur le squelette de chito-oligosaccharides. Un autre mécanisme de variation non allélique est observé chez quelques souches chez lesquelles certains gènes peuvent être présents mais sont inactifs du fait d'un réarrangement génétique (Denarié *et al.*, 1996). L'expression des gènes structuraux conduit à la production de signaux bactériens extracellulaires, appelés facteurs Nod, qui jouent un rôle essentiel dans le processus de l'infection et l'organogenèse des nodosités. Les facteurs Nod synthétisés par toutes les espèces

de rhizobia appartiennent à la même famille chimique: ce sont des mono-N-chitooligosaccharides acylés souvent penta et tétramères (Denarié *et al.*, 1996).

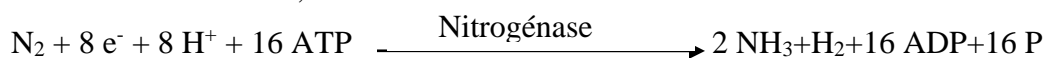
1.3.4.3 Rôle des facteurs Nod dans la nodulation

Le troisième niveau de spécificité qui implique très précisément la plante est le facteur Nod spécifique. Ainsi, la plante hôte serait capable de percevoir les facteurs Nod à des concentrations aussi basses que 10-12M, ce qui indique qu'ils devraient se lier à un récepteur Nod-facteur de haute affinité chez la plante (Oldroyd & Downie, 2004). La spécificité ne dépendrait donc pas exclusivement de la structure des facteurs Nod, mais aussi des récepteurs végétaux. En d'autres termes, la spécificité serait aussi contrôlée par la plante.

1.3.5 Fonctionnement de la symbiose fixatrice de l'azote

La fixation biologique de l'azote (N) représente la source primaire d'azote dans les écosystèmes naturels (Rai *et al.*, 2000). Pour Vitousek & Hobbie (2000), elle est le conducteur majeur des processus de l'écosystème. Les dynamiques de la communauté des plantes peuvent être profondément influencées par la présence des organismes fixateurs d'azote. Le processus de la fixation d'azote par les légumineuses se déroule dans les nodosités. Mais c'est la dernière phase du programme de développement, qui commence par un système de reconnaissance moléculaire qui permet aux poils absorbants de promouvoir l'entrée des rhizobia, tout en excluant une grande diversité d'intrus indésirables dans le sol. La réduction biologique du N₂ atmosphérique en ammonium (fixation d'azote) fournit environ 65% de l'azote disponible dans la biosphère. La majeure partie de cet ammonium provient de la symbiose légumineuse-rhizobium (Newton, 2000).

L'un des signaux essentiels de l'initiation de la fixation de l'azote est la réduction de la tension de l'oxygène dans les tissus nodulaires (Prell & Poole, 2006). La réaction de la fixation de N₂ est catalysée par un complexe enzymatique nommé nitrogénase. Cette nitrogénase est sensible à l'oxygène et la réaction est inhibée par l'azote minéral. Le transport de l'oxygène et la protection de la nitrogénase contre l'oxygène sont assurés par l'hémoglobine chez les légumineuses. Le processus de fixation biologique de N₂ consiste en la réduction de l'azote moléculaire (N₂) sous la forme ammoniacale, forme utilisable par la plante selon la réaction suivante :



Les échanges des métabolites qui impliquent l'utilisation des nutriments de la plante par les bactéries et l'exportation de l'ammonium, se déroulent dans le symbiosome qui est un bactéroïde entouré par une membrane spécialisée de la plante et est le site de la fixation d'azote et d'échange des nutriments. La plante fera usage de l'azote produit et en retour fournit à la bactérie un micro habitat et les photosynthétats dont il a besoin. Pour Boivin & Denarié (1998) la quantité d'ammoniac produit chaque année à travers ce phénomène est supérieure à celle produite par l'ensemble de l'industrie des engrais chimiques.

1.3.6 La diversité des rhizobia

Les rhizobia sont connus comme des bactéries fixatrices d'azote ayant la faculté d'établir des relations symbiotiques avec plusieurs espèces de la famille des fabacées. Toutefois, une large population de rhizobia non symbiotiques peut exister dans le sol ou dans la rhizosphère des plantes légumineuses (Segovia *et al.*, 1991). Ils peuvent également exister comme des cellules viables dans l'eau où ils sont capables d'infecter et de noduler des légumineuses aquatiques telles qu'*Aeschynomene* spp. et *Sesbania* spp. (Chaintreuil *et al.*, 2000). Les rhizobia ont été également identifiés comme endophytes de plusieurs plantes non légumineuses telles que le maïs, le riz et le blé (Engelhard *et al.*, 2000). Ceux-ci sont des signaux de nodulation ciblant le programme organogénétique de la plante (Patriarca *et al.*, 2004).

1.3.7 Taxonomie et phylogénie des rhizobia

1.3.7.1 Taxonomie des rhizobia

La taxonomie a pour but de rassembler des organismes partageant des caractéristiques communes en groupes ou taxons bien délimités. Les groupes sont définis selon trois études : l'identification, la nomenclature et la classification. La première nécessite l'isolement de la bactérie, sa caractérisation par des analyses phénotypiques et moléculaires universelles et la comparaison des caractères à ceux des bactéries connues. La nomenclature consiste à donner un nom spécifique à la bactérie identifiée selon le Code International de Nomenclature Bactérienne qui comporte le nom du genre et de l'espèce. Tout genre doit être représenté par une espèce type et toute espèce doit être représentée par une souche type. La classification quant à elle, permet de regrouper les espèces par des approches moléculaires en niveaux taxonomiques plus élevés, du genre à la famille puis à l'ordre.

Actuellement, les rhizobia appartiennent à 12 genres et plus de 70 espèces d' α et β -protéobactéries (Sawada *et al.*, 2003), considérées comme α ou β -rhizobia. Tous les α -rhizobia appartiennent à l'ordre des Rhizobiales, tandis que les β -rhizobia appartiennent à l'ordre des Burkholderiales (Bakhoun, 2012).

1.3.7.2 Phylogénie des rhizobia

La phylogénie est l'histoire évolutive qui révèle les rapports existants entre un groupe d'organismes avec un ancêtre situé à un plus haut niveau taxonomique. La comparaison des données obtenues pour les souches ou les espèces par différentes approches moléculaires permet l'identification des groupes ou des taxons. Les différents taxons obtenus peuvent alors être comparés et utilisés pour le traçage des lignées de filiation reconnues communément sous le nom d'arbre phylogénétique. Les relations phylogénétiques établies entre les rhizobia sont à nos jours basées principalement sur la comparaison des séquences de l'ADN ribosomique 16S (Olsen *et al.*, 1994).

1.3.8 Classification des rhizobia

Les différentes espèces reconnues des rhizobia sont classées dans les genres décrits ci-dessous :

1.3.8.1 *Allorhizobium*

Le nom *Allorhizobium* qui signifie autres rhizobia, a été proposé par de Lajudie *et al.* (1998) comme étant un genre non spécifique. La souche type de ce groupe est *Allorhizobium undicola* qui a été isolée à partir d'une légumineuse tropicale endémique du Sénégal : *Neptunia natans*. La souche montre un linéage distinct dans le cluster formé par *Rhizobium* et *Agrobacterium* dans l'arbre phylogénétique avec un fort rapprochement d'*Agrobacterium vitis* (Young *et al.*, 2001).

1.3.8.2 *Azorhizobium*

Azorhizobium caulinodans est la seule espèce reconnue de ce genre. Elle se distingue par une croissance rapide et la présence d'un seul flagelle latéral. De plus, elle nodule non seulement les parties racinaires mais aussi les parties aériennes de *Sesbania rostrata* (Dreyfus *et al.*, 1988). Une seconde espèce *Azorhizobium johanna*e a été proposée (Rinaudo *et al.*, 1991). Cette souche est caractérisée par un faible taux d'hybridation ADN/ADN par rapport à la souche type du genre.

1.3.8.3 *Bradyrhizobium*

L'identification des souches à croissance lente remonte à 1932, mais leur classification en un seul genre *Bradyrhizobium* a été établie par Jordan, (1982). Plusieurs auteurs ont rapporté l'existence des souches photosynthétiques appartenant à ce genre. Ces souches ont été isolées à partir des tiges de l'espèce *Aeschynomene indica*. Toutes ces souches forment un groupe monophylétique au sein de la branche des bradyrhizobia (Young *et al.*, 1991). Les bradyrhizobia sont groupés dans une branche bien individualisée dans l'arbre phylogénétique des bactéries symbiotiques (Sawada *et al.*, 2003).

1.3.8.4 *Mesorhizobium*

Ce groupe se distingue des autres rhizobia par une flagellation polaire ou subpolaire, par des souches à croissance intermédiaire. Les espèces du genre *Mesorhizobium* forment avec d'autres espèces des genres *Aminobacter* et *Pseudoaminobacter* un seul groupe monophylétique (Sawada *et al.*, 2003).

1.3.8.5 *Rhizobium*

Rhizobium leguminosarum a été la première espèce reconnue du groupe (Frank, 1889 in El Hilali, 2006) avec trois biovars: *Rhizobium leguminosarum* Biovar *viciae* qui nodule les genres *Pisum*, *Viciae*, *Lathyrus* et *Lens* ; *Rhizobium leguminosarum* bv. *phaseoli* qui nodule le genre *Phaseolus* et *Rhizobium leguminosarum* bv. *trifolii* qui nodule le genre *Trifolium*. Chez cette espèce, il est important de signaler que les gènes de fixation, de nodulation ainsi que ceux de la spécificité de l'hôte sont localisés au niveau du plasmide.

1.3.8.6 *Sinorhizobium*

Sinorhizobium meliloti isolée de *Melilotus* et caractérisée initialement par Dangeard, (1926) a été la première espèce reconnue de ce groupe sous le nom de *R. meliloti* (Jordan, 1982).

D'autres recherches ont indiqué l'isolement des souches à croissance rapide à partir des nodosités de *Glycine max* et de différentes autres légumineuses (Trinick, 1980). Ces souches ont été incluses dans le genre *Rhizobium* sous le nom de *R. fredii* puis elles ont été reclassées au sein de genre *Sinorhizobium* en tant que *Sinorhizobium fredii* (Chen *et al.*, 1993).

1.3.8.7 Cas particulier du genre *Agrobacterium*

Les espèces du genre *Agrobacterium* ont été classées comme des phytopathogènes capables d'induire des tumeurs sur plusieurs espèces de plantes. Ces phytopathogènes ont été distingués grâce à leurs plasmides. Du point de vue taxonomique, les espèces d'*Agrobacterium* sont classées avec celles du genre *Phyllobacterium* (agent causal d'hypertrophies chez les plantes) dans l'arbre phylogénétique des *Rhizobiaceae*.

Une étude plus récente basée sur l'analyse comparative des séquences de l'ADNr 16S a montré que les genres *Rhizobium*, *Allorhizobium* et *Agrobacterium* forment un seul groupe monophylétique et qu'il serait judicieux de les regrouper dans un seul genre *Rhizobium* (Young *et al.*, 2003). Dans ce nouveau genre, la souche type du genre *Agrobacterium* sera substituée par *Rhizobium radiobacter* qui regroupe les types pathogènes et non pathogènes. Dans une autre étude, il a été rapporté que les trois genres forment en effet un seul groupe monophylétique de la sous-classe α - protéobactéries mais chaque genre est individuellement distinct (Sawada *et al.*, 2003).

1.4 La symbiose mycorhizienne

1.4.1 Généralités

Le mot mycorhize vient du grec *mycor* qui signifie champignon et *rhiz* qui signifie racine (Garbaye, 2013). C'est une association symbiotique entre certaines espèces de champignon et les racines de certaines espèces de plantes. En d'autres termes, c'est une racine colonisée par un champignon mycorhizien qui en a modifié la morphologie. Les organes mixtes racines-champignon sont appelés mycorhizes (Garbaye, 2013).

Les mycorhizes constituent donc l'association entre les racines des végétaux et certains champignons du sol. Cette association est basée sur des échanges réciproques. Les mycorhizes constituent des partenaires essentiels dans la relation sol-plantes-microorganismes (Sanon, 2009). En effet, certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement sans la symbiote fongique dont elles sont fortement dépendantes et avec qui elles ont Co-évolué (Janos, 1980 ; Brundrett, 1991 ; Gobat *et al.*, 2003). Le nouvel organe mixte est formé des tissus de la plante hôte et du champignon mycorhizien et chaque partenaire optimise son développement grâce à cette symbiose. Les racines de plus de 80 % des espèces des plantes vasculaires présentent ou sont susceptibles de présenter des symbioses mycorhiziennes (Smith & Read, 1997). La

symbiose mycorhizienne est donc un phénomène général chez les plantes à l'exception de quelques familles comme les *Brassicaceae*, les *Caryophyllaceae*, les *Cyperaceae*, les *Juncaceae*, les *Chenopodiaceae* et les *Amaranthaceae* qui présentent très peu d'associations mycorhiziennes (Strullu, 1991). Cette association à bénéfice réciproque permet le transfert du carbone de la plante vers le champignon et le passage de l'eau et des éléments minéraux du champignon vers la plante. Aussi, elle permet à la plante d'explorer un plus large volume de sol. La fonction de la mycorhize est primordiale dans tout ou une partie du cycle de la plante hôte, surtout mais non exclusivement pour la nutrition (Sanon, 2009). Les champignons profitent des ressources carbonées synthétisées par les plantes à travers la photosynthèse et qui sont indispensables à leur métabolisme, à leur cycle de développement et à leur fructification. Ces champignons ont la particularité d'être des symbiotes obligatoires car ils sont incapables de compléter leur cycle de vie en absence de relation symbiotique. Le développement de ces champignons se divise en trois phases (Godfroy, 2008) : la germination des spores et la pénétration du mycélium dans la plante hôte ; le développement d'hyphes intra-radiculaires, la formation d'arbuscules, l'établissement des échanges de nutriments et enfin le développement d'un mycélium extra-radiculaire et la formation de nouvelles spores à ce niveau. Ces champignons sont cœnocytiques à tous les stades de leur développement ; les spores, comme les autres organes, sont polynucléées et présentent plusieurs centaines à plusieurs milliers de noyaux (Godfroy, 2008).

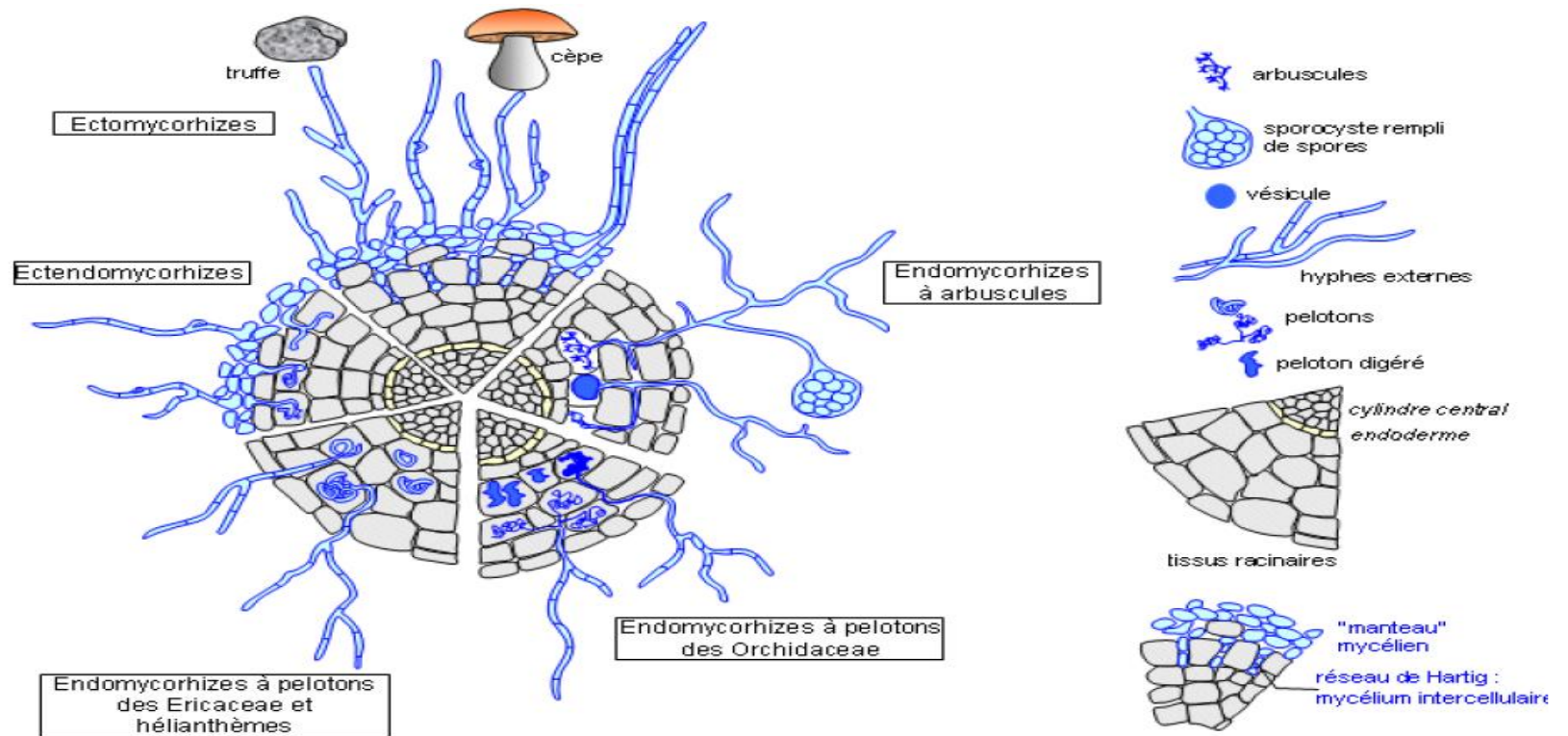
En retour, les hyphes fongiques améliorent les nutriments hydrique et minérale de la plante hôte grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté et à la production de divers enzymes extracellulaires (phosphatase, phytase) susceptibles de mobiliser du phosphore à partir des composés complexes du sol (Leyval & Berthelin, 1993 ; Gobat *et al.*, 2003). En modifiant la physiologie de la plante et donc la sécrétion des exsudats racinaires, les mycorhizes induisent des modifications significatives dans la structure des communautés bactériennes au voisinage de ces racines mycorhizées: le terme « mycorhizosphère » a été utilisé pour désigner ce volume de sol sous l'influence des mycorhizes (Linderman, 1988). Des études réalisées en milieu naturel sur des plantes colonisées par des champignons mycorhiziens ont montré qu'environ 10 à 20% du carbone fixé au niveau du végétal sont transférés aux champignons. Ceci représente une entrée significative d'énergie dans ce compartiment, et ce carbone jouera un rôle crucial dans la dynamique de nombreux microorganismes associés à cette mycorhizosphère (Johnson *et al.*, 2002). Par ailleurs, les hyphes mycéliennes des champignons formant les associations

mycorhiziennes peuvent s'étendre jusqu'à plusieurs centimètres au delà de la surface racinaire (Rhodes & Gedermann, 1975). Outre leur rôle dans le prélèvement des nutriments, ces hyphes favorisent la formation d'agrégats dans le sol notamment par leur exsudation. Ces structures stimulent la prolifération de microorganismes bien distincts: l'hyphosphère désignant ainsi le sol conditionné par ce réseau d'hyphes (Linderman, 1988).

La richesse du sol en phosphore est un facteur déterminant dans la mise en place de la symbiose mycorhizienne. Ratnayake *et al.* (1978) ont proposé que le mécanisme par lequel le phosphore contrôlerait la formation de cette symbiose soit lié à la perméabilité membranaire des racines. En effet, dans les conditions où le sol riche est en phosphore, les métabolites nécessaires à l'initiation et à la formation de l'association plante-champignon ne seraient pas exsudés en quantités suffisantes suite à une baisse de la perméabilité membranaire des racines dues à leur teneur élevée en phosphore. Par contre, Leyval & Berthelin (1993) observent plutôt une augmentation de l'exsudation racinaire en présence des mycorhizes.

1.4.2 Classification des mycorhizes

On distingue trois grands types de mycorhizes, basés principalement sur leur morphologie et le type de plante hôte à savoir : les **ectomycorhizes**, les **ectendomycorhizes** et les **endomycorhizes**. La figure 5 illustre les principaux types de mycorhizes sur une coupe transversale d'une racine.



principales formes de mycorhizes associées aux racines des plantes supérieures. En haut, les ectomycorhizes, caractérisées par la non pénétration des filaments souterrains du champignon dans les cellules racinaires et par la formation d'un « manteau » autour des fines racines. Les organes reproducteurs de ces champignons ectomycorhiziens peuvent apparaître au-dessus du sol; ce sont les « champignons » que l'on trouve sous certains arbres. Les filaments externes sont figurés longitudinalement et les filaments intercellulaires sont figurés en coupe transversale. Chez les endomycorhizes, certains des filaments du champignon pénètrent à l'intérieur des cellules des racines:

- 1) les endomycorhizes à vésicules et arbuscules qui sont les plus courantes. Les arbuscules, minuscules arborescences, sont toujours intracellulaires; les vésicules peuvent être à l'intérieur ou à l'extérieur des cellules. Ce type de mycorhizes est associé à la grande majorité des plantes arbustives et herbacées;
- 2) les endomycorhizes des orchidées qui forment des pelotons dans les cellules;
- 3) d'autres endomycorhizes à pelotons existant dans les cellules racinaires des bruyères et de certaines plantes méditerranéennes comme les hélianthèmes. Les champignons associés aux hélianthèmes sont les terfèzes ou truffes du désert;
- 4) les ectendomycorhizes, caractérisées par un manteau et par la pénétration des filaments à l'intérieur des cellules sous forme de pelotons. Elles existent chez certains arbres forestiers.

Figure 5 : Principaux types des mycorhizes représentés sur une coupe transversale des racines modifiée d'après de F. Le Tacon, in Aux Origines Des Plantes, F. Halle éditions Fayard, 2008.

1.4.2.1 Les ectomycorhizes

Du grec *ecto* qui signifie à l'extérieur sont ainsi nommées les ectomycorhizes du fait de deux traits morphologiques caractéristiques qui les classent à part des autres types de symbioses mycorhyziennes (Garbaye, 2013). D'une part, les filaments du champignon forme un manchon feutré plus ou moins dense continu, appelé manteau, qui recouvre la surface de la racine ; d'autre part, s'il est vrai que le champignon s'établit à l'intérieur, entre les cellules du cortex, il ne franchit pas les parois des cellules et ne les pénètre pas. Le symbiote fongique est donc bien développé de l'extérieur de la racine : ce qui rend les ectomycorhizes visibles à l'œil ou à la loupe et reste extérieur aux cellules de la plante hôte.

Cependant, les ectomycorhizes ne représentent pas l'ensemble du monde végétal ; elles ne concernent qu'une toute petite partie estimée à environ 5% des espèces (Garbaye, 2013). Il s'agit pour l'essentiel des plantes ligneuses c'est-à-dire à longue durée de vie et formant du bois, (arbres et arbustes). Les espèces concernées par ce type de mycorhization appartiennent à un petit nombre des familles botaniques (Garbaye, 2013) : les Pinacées, les Bétulacées, les Salicacées, les Tiliacées, les Myrtacées, les Casuarinacées et certains genres tropicaux dans les Césalpiniacées, Mimosacées (acacias australiens), Diptérocarpacées, Polygonacées, Euphorbiacées et Gnétacées. Ce qui montre clairement que les ectomycorhizes concernent avant tout les arbres des régions boréales, des forêts des montagnes et des forêts des plaines de la zone tempérée de l'hémisphère nord.

Les ectomycorhizes se développent de manière intercellulaire. En effet, le mycélium progresse entre les cellules du cortex racinaire mais ne pénètre pas dans les cellules vivantes. Ils se caractérisent par la formation des tissus spécialisés. Outre les hyphes extra matriciels se propageant dans le milieu extérieur et assurant le rôle d'exploration et d'absorption, on distingue les hyphes agglomérés autour de la racine, formant un manteau d'hyphes, appelé manteau fongique, et les hyphes qui s'insinuent entre les cellules du cortex formant un réseau appelé réseau de Hartig. C'est au niveau de ce réseau que se font les échanges d'éléments nutritifs entre le champignon et la plante.

1.4.2.2 Les ectendomycorhizes

Ils signifient que le champignon est à la fois à l'extérieur et à l'intérieur des cellules de la racine (Garbaye, 2013). Le champignon colonise la surface des racines courtes, forme un manteau,

pénètre entre les cellules du cortex et constitue le réseau de Hartig ; les hyphes du réseau émettent des branches qui perforent les parois des cellules végétales grâce à la sécrétion d'enzymes détruisant les constituants de cette paroi qui sont la cellulose, les hémicelluloses et les pectines. Une fois à l'intérieur de la cellule, les hyphes se ramifient et prennent une forme contournée jusqu'à occuper toute la cellule, mais en repoussant la membrane cellulaire sans la traverser, finissant par être entièrement et étroitement engainés par cette membrane, représentant ainsi une grande surface de contact propice aux échanges symbiotiques. Les champignons responsables des ectendomycorhizes sont tous des Ascomycètes au mycélium pigmenté brun, cultivables sur des milieux synthétiques au laboratoire (Garbaye, 2013).

1.4.2.3 Les endomycorhizes

Du grec *endo* qui signifie à l'intérieur, les endomycorhizes constituent le type de symbiose entre les plantes et les champignons de loin le plus répandu et le plus ancien, puisqu'il est apparu avec les toutes premières plantes terrestres qui ont commencé à coloniser la terre ferme il y a 400 à 500 millions d'années et qu'il concerne environ 80% des plantes actuelles connues, soit au moins 400.000 espèces ; des endomycorhizes arbusculaires peuvent d'ailleurs être trouvées dans les racines de pratiquement toutes les espèces végétales (Garbaye, 2013). Les champignons partenaires de ce type de symbiose appartiennent à la classe des Gloméromycètes, dans laquelle on a actuellement décrit environ 250 espèces distribuées dans quatre ordres, onze familles et dix-sept genres.

On retrouve les endomycorhizes sous tous les climats, dans tous les écosystèmes, et ce, indépendamment du type de sol, de la végétation ou des conditions environnementales (Dalpé, 1997). Ils sont caractérisés par l'absence de manchon mycélien externe, ce qui les rend invisibles à l'œil nu, et par la pénétration des hyphes fongiques dans les cellules corticales où le mycélium se développe en vésicules ou en arbuscules, d'où l'appellation de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Les CMA sont des symbiotes obligatoires vivant en association avec les racines de la majorité des plantes et affectant positivement leur croissance et leur nutrition. Le genre *Glomus* est généralement le plus représenté en termes d'espèces dans les sols des agrosystèmes en Afrique de l'Ouest, probablement à cause de sa capacité d'adaptation aux sols dégradés (Dalpé *et al.*, 2000 ; Bâ *et al.*, 1996). Ces champignons sont des symbiotes obligatoires non cultivables en l'absence de la plante hôte. Après la germination de la spore et la formation

d'un tube germinatif, l'hyphe qui en résulte entre en contact avec la racine de la plante hôte et différencie un appressorium. Ce dernier, à son tour, se différencie en un hyphe d'infection qui s'insinue entre les cellules épidermiques et corticales de la racine où des structures d'échange (arbuscules) et de réserves (vésicules) se développent. Des spores sont également différenciées dans le sol et dans les racines, et sont utilisées comme structure de référence pour l'identification morpho-anatomique des espèces (Sanon, 2009).

Outre ces trois grands types de mycorhizes, on distingue 5 autres types (Garbaye, 2013):

- **les mycorhizes arbutoïdes** : ce type de symbiose mycorhizienne ne se rencontre que chez deux sous-familles des plantes de la famille des Éricacées dans l'ordre des Éricales : les Éricoïdées et les Pyroloïdées. Les espèces concernées peuvent être herbacées, ligneuses buissonnantes ou arborescentes. Les champignons partenaires de ce type de symbiose sont des Basidiomycètes.
- **les mycorhizes monotropoïdes** : qui se rencontrent chez la sous-famille des Monotropoïdées à l'intérieur de la grande famille des Éricacées. Les champignons connus pour être responsables des mycorhizes monotropoïdes sont tous des Basidiomycètes.
- **les mycorhizes orchidoïdes** : ce type de symbiose est nommé *orchidoïde* du fait qu'il est parfaitement circonscrit aux plantes monocotylédones de la famille des Orchidacées communément appelées orchidées. Les champignons responsables des mycorhizes orchidoïdes sont tous des Basidiomycètes.
- **les mycorhizes éricoïdes** : ils se retrouvent chez les 3.500 espèces environ de plantes de trois sous-familles étroitement apparentées à l'intérieur de la grande famille des Éricacées : les Éricoïdées, les Empetroïdées et les Epacridoïdées. Les champignons responsables des mycorhizes éricoïdes sont des Ascomycètes.
- **les pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés** : lors de l'observation des racines affectées par les autres types de symbioses mycorhiziennes (cités ci-dessus) et même chez des espèces de plantes considérées comme non symbiotiques, il est fréquent de rencontrer d'autres types de structures qui partagent les caractères suivants : mycélium cloisonné stérile, de couleur brune plus ou moins sombre due à la présence de mélanine, courant à la surface de la racine puis s'insinuant entre les cellules et enfin pénétrant et traversant ces cellules à l'intérieur desquelles le mycélium se différencie en

masse de petites sphères à paroi épaissie dont on ignore la fonction. Faute d'une réelle compréhension de sa signification biologique, ce type de colonisation des racines par un champignon a été prudemment nommé pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés ou plus simplement pseudomycorhizes. Les champignons associés aux pseudomycorhizes appartiennent tous aux Ascomycètes.

1.4.3 Fonctions de la mycorhize

La mycorhize est un organe composite à travers lequel la plante et le champignon s'échangent mutuellement des matières. La mycorhize a pour rôles:

- d'élaborer un large réseau mycélien (hyphes filamenteux) dans le sol qui permet d'augmenter la surface de contact de la plante avec le sol jusqu'à 47 fois (Smith & Read, 1997);
- de favoriser la croissance et le développement de la plante car la mycorhize met à la disposition de la plante l'eau et les composés minéraux tels que, potassium, calcium, magnésium, cuivre, azote, eau, mais surtout le phosphore (P) que le champignon a prélevé dans les minuscules espaces poreux du sol à l'aide de ses hyphes fins (Godfroy, 2008).
- d'améliorer l'établissement et la survie des végétaux surtout en conditions de sécheresse et de faible fertilité. Les plantes mycorhizées soumises à des périodes de sécheresse ont un meilleur développement que celles non mycorhizées et résistent mieux au choc hydrique rencontré pendant leur transplantation (Cornet *et al.*, 1982).
- d'améliorer la structure du sol : Les hyphes fongiques ont la propriété d'agir sur les macro-agrégats des constituants du sol et donc sur la stabilité du sol. La stabilité des sols est très importante dans la lutte contre l'érosion, la perte des nutriments et de la matière organique par lixiviation, qui entraînent une baisse de la productivité en agriculture. La liaison des micro-agrégats est due à la production en grande quantité de polysaccharides par le mycélium extra-radiculaire ; les CMA produisent en effet une glycoprotéine : la glomaline. Cette dernière entraînerait une meilleure stabilisation du sol par la formation d'agréats beaucoup plus stables (Rillig & Mummey, 2006; Smith & Read, 1997; Tisdall & Oades, 1982).

- de protéger les racines des plantes contre les substances toxiques: dans le sol, les racines des plantes sont fréquemment en contact avec les substances toxiques qui sont susceptibles de perturber leur développement et leur fonctionnement normal jusqu'à entrainer leur mort et celle de la plante entière. Les microorganismes de la rhizosphère contribuent fortement à la détoxification de l'environnement immédiat des racines, et parmi eux les champignons mycorhiziens jouent naturellement un rôle central puisqu'ils occupent les deux compartiments de l'interface sol-plante.

Les mycorhizes protègent ainsi les plantes des effets toxiques des polluants. Si certains éléments, tels que le fer, le zinc ou le cuivre, sont indispensables à la plante, d'autres comme le plomb, le cadmium, le nickel, le mercure ou le chrome sont toxiques. Les métaux lourds n'étant pas décomposables, ils s'accumulent dans la biosphère et constituent ainsi un danger croissant pour les organismes vivants. Mais une partie des champignons mycorhiziens y résistent particulièrement bien, même lorsque leurs teneurs dans le sol sont élevées. Tout comme l'aluminium, certains métaux lourds se fixent dans le mycélium; on les trouve dans les granules de polyphosphates, à l'intérieur des cellules, sur les parois et noyaux cellulaires ainsi que dans des protéines spéciales. Chez les plantes mycorhizées, ces métaux lourds sont retenus dans le manteau fongique et ne parviennent à la racine de la plante qu'en quantités réduites car ici, le mycorhize est comparable à un filtre.

- de tolérer les facteurs stressants d'ordre abiotique et biotique. Le champignon élabore des sucres, comme le mannitol ou l'arabitol, qui rendent les racines plus résistantes au gel. En outre, il synthétise des antibiotiques, induit la formation du tanin et favorise la flore microbienne dans le manteau fongique, ce qui augmente le pouvoir défensif des plantes contre les pathogènes contenus dans le sol.
- De procurer au champignon un abri et une protection physique contre les aléas du milieu du sol (brusque variations de température, d'humidité, de paramètres chimiques, agression par des organismes parasites ou mycophage...) mais aussi de bénéficier de l'effet tampon des tissus racinaires vis-à-vis des fluctuations environnementales (Garbaye, 2013).
- Fournir au champignon des composés carbonés directement assimilables issus de la photosynthèse des plantes.

1.4.4 Rôle écologique des champignons mycorhiziens dans les agrosystèmes

Le rôle majeur des mycorhizes est le prélèvement et le transport des éléments nutritifs peu mobiles dans le sol vers la plante, principalement le phosphore (Duponnois *et al.*, 2005; Smith & Read, 1997; Rhodes & Gerdemann, 1975). En effet, selon le pH du sol, cet élément se retrouve en grande partie associé au fer, à l'aluminium ou au calcium sous des formes de phosphates difficilement assimilables pour les plantes (Hinsinger, 2001). L'exploration d'un plus grand volume du sol et la possibilité de solubilisation des minéraux primaires par les mycorhizes devraient ainsi permettre une meilleure nutrition phosphatée des plantes (Smith & Read, 1997). Cette amélioration de l'acquisition des nutriments inorganiques par les mycorhizes concerne également N, K, Mg, Na, S, B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn (Smith & Read, 1997; Duponnois & Bâ, 1999; He & Nara, 2007). Les associations mycorhiziennes peuvent aussi jouer un rôle significatif dans la décomposition, la minéralisation des matières organiques végétales et la mobilisation des nutriments au bénéfice de la plante hôte (Lambers *et al.*, 2008 ; Gobat *et al.*, 2003 ; Hodge *et al.*, 2001).

Selon He & Nara (2007), les mycorhizes pourraient jouer un rôle fondamental dans la réduction de la malnutrition humaine du fait que des nombreux nutriments se retrouvaient dans la biomasse des plantes mycorhizées (biofortification) et pourraient alimenter l'organisme humain. L'amélioration de la nutrition hydrique des plantes par l'intermédiaire des mycorhizes a aussi été notée par le plus grand volume de sol exploré par les hyphes mycorhiziennes (Smith & Read, 1997 ; Strullu, 1991).

Les associations mycorhiziennes jouent également un rôle clef dans le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes terrestres en intervenant fortement dans les relations plante-plante. En effet, l'existence d'arbres adultes supportant déjà des structures mycorhiziennes a été décrite comme un moyen très efficace dans l'établissement des jeunes plants en favorisant notamment l'infection de ces jeunes plants par les champignons mycorhiziens, donc leur survie (Simard & Durall, 2004). En outre, les champignons mycorhiziens favorisent la coexistence entre plusieurs espèces végétales, améliorant ainsi la productivité et la biodiversité végétales dans ces écosystèmes (Kisa *et al.*, 2007 ; Gobat *et al.*, 2003). D'autres auteurs ont même suggéré une translocation de métabolites par l'intermédiaire d'un pont mycélien créé par le réseau d'hyphes connectant plusieurs plantes de la même et d'espèces différentes (Simard & Durall, 2004 ; Gobat *et al.*, 2003; Smith & Read, 1997), avec le cas particulier de la mycohétérotrophie où des plantes

non chlorophylliennes (Orchidées, Ericacées) sont nourries par leurs congénères photosynthétiques par ce réseau mycélien (Selosse *et al.*, 2006). Par ailleurs, les associations mycorhiziennes sont fortement impliquées dans les successions végétales: ainsi, sur certains sols pauvres aussi bien en éléments nutritifs qu'en propagules mycorhiziennes, les espèces végétales dépendant peu de cette symbiose vont s'installer. Par la suite, avec l'enrichissement du sol en structures mycorhiziennes, les espèces plus mycotrophes prennent la relève avec une forte corrélation positive entre les biodiversités fongique et végétale (Janos, 1980). Certaines espèces pionnières très mycotrophes s'installent en début de succession végétale sur des sols dégradés et favorisent par la suite le développement d'autres espèces végétales à travers un effet appelé: plante nurse.

Cependant, l'interaction plante-champignon a un coût car la plante lui fournit des sucres issus de la photosynthèse. Ainsi, le caractère bénéfique de la symbiose mycorhizienne pour la plante dépend de cet équilibre entre profits de nutrition minérale et coûts en photosynthétats (Godfroy, 2008). En milieu naturel, les champignons mycorhiziens forment des réseaux qui connectent entre elles des plantes voisines, parfois d'espèces différentes. Le développement de ces réseaux crée un pool commun de nutriments et de substrats carbonés qui peuvent circuler d'une plante à l'autre par le champignon mycorhizien. L'équilibre de la balance bénéfique/coût de la symbiose dépend du couple plante/champignon et de l'état physiologique de la plante. Au sein d'un réseau, les plantes ne profitent pas d'échanges équilibrés, certaines tirant un profit important et d'autres pouvant subir une perte énergétique. Ainsi, l'existence de ces réseaux mycéliens a un impact déterminant dans les relations et la compétition entre plantes au sein d'un même environnement, et influe aussi sur la composition de la flore de surface.

1.4.5 Application des CMA

L'utilisation des CMA se fait généralement à travers des inoculations, opérations qui consistent à apporter en masse les propagules endomycorhiziennes (spores, hyphes, vésicules, fragments de racines mycorhizées,...). L'inoculum mycorhizien est généralement constitué d'une seule souche fongique d'une espèce du genre *Glomus* (Antunes *et al.*, 2009) et est appliqué sur des sols contenant une communauté fongique indigène. Plusieurs travaux ont montré que l'utilisation de cette technique permet généralement une amélioration de la croissance des plantes grâce à une meilleure nutrition hydrominérale (Bâ *et al.*, 2001; Smith *et al.*, 2000; Cornet & Diem, 1982).

Vue l'importance de ces microorganismes, la production d'inoculum à des fins commerciales a beaucoup évolué ces dernières années (Gianinazzi & Vosatka, 2004). Les inocula commerciaux sont utilisés comme des biofertilisants destinés à accroître la croissance et la productivité des plantes et par conséquent un accroissement des revenus (Gianinazzi & Vosatka, 2004).

Cependant, l'inoculation des plantes par des CMA n'est pas toujours bénéfique; dans certaines conditions, elle peut être négative sur la croissance des plantes (Jones & Smith, 2004 ; Hart & Reader, 2002 ; Johnson *et al.*, 1997). Ces effets négatifs de l'inoculation communément appelés effets dépressifs peuvent avoir plusieurs origines. Plenchette *et al.* (2000) ont observé une croissance dépressive du mil après inoculation et ont conclu que les effets dépressifs sont dus à des conditions déficientes de photosynthèse. D'autres auteurs expliquent les effets dépressifs par une relation de parasitisme entre la plante et le champignon (Johnson *et al.*, 1997). Dans ces conditions, le coût de la plante en carbone est supérieur au bénéfice apporté par le champignon et cette relation est définie par les facteurs biotiques et abiotiques notamment une déficience du phosphore dans le sol (Smith *et al.*, 2009). Cependant, les effets dépressifs ne seraient pas uniquement liés à un drainage excessif du carbone vers le champignon. Il est également possible que les effets dépressifs de la croissance soient le résultat d'une carence en phosphore, induite par une contribution insuffisante de la voie d'absorption fongique en raison d'une faible colonisation ou un faible développement des hyphes dans le sol (Smith *et al.*, 2009 ; Li *et al.*, 2008).

1.5 Communauté microbienne du sol

Les communautés sont des assemblages de plusieurs espèces, dans lesquelles les organismes vivent ensemble dans un environnement contigu et interagissent les uns avec les autres. Les communautés microbiennes fournissent des services aux écosystèmes à travers leur rôle de catalyseur des réactions biogéochimiques (Ducklow *et al.*, 2006). La communauté microbienne joue un rôle essentiel dans la régulation des processus tels que la décomposition de la matière organique et le cycle des éléments nutritifs dans le sol au niveau de l'écosystème. En effet, le sol est considéré comme l'un des environnements les plus complexes de la biosphère et est à ce titre un réservoir majeur de la diversité microbienne. Les microorganismes sont soumis en permanence dans le sol à des perturbations aboutissant à une modification de la structure des communautés. L'activité microbienne du sol est capitale à la vie sur notre planète, les

microorganismes telluriques étant des acteurs majeurs des grands cycles biogéochimiques terrestres dont notamment ceux du carbone et de l'azote. La fertilité des sols de même que la désertification dépendent de la présence et des activités que réalisent les bactéries et eucaryotes microscopiques des sols. La rhizosphère est une zone d'activité microbienne accrue où les racines des plantes transfèrent environ 17% de leur photosynthétat dont la majorité étant disponible pour la communauté microbienne augmentant ainsi le nombre de microorganismes présents dans cette zone (Nguyen, 2003, Salt *et al.*, 1998). Ces microorganismes du sol permettent la minéralisation de la matière organique en libérant des enzymes. Les enzymes du sol sont des indicateurs potentiels de la qualité des sols en raison de leur relation avec la biologie du sol, de la facilité de leur mesure, et leur réponse rapide aux changements dans la gestion des sols (Trasar-Cepada *et al.*, 2000 ; Bandick & Dick, 1999 ; Kennedy & Papendick, 1995). Ils interviennent dans l'accomplissement de certaines fonctions biologiques tout en faisant face aux contraintes environnementales. Leurs activités présentent l'avantage d'évoluer plus rapidement en cas de perturbation comparativement aux autres fonctions microbiennes (Dick, 1997). Les enzymes participent aussi à un grand nombre de fonctions du sol, impliquées dans les cycles biogéochimiques: décomposition de la matière organique, transformation du carbone organique total du sol, libération de nutriments organiques pour la croissance des plantes, fixation de l'azote, nitrification et dénitrification (Dick, 1997). Les enzymes du sol peuvent être d'origine microbienne (Ladd, 1978) ou dérivées des plantes ou d'animaux (Tabatabai, 1994). Les enzymes sont généralement associées à la prolifération des cellules viables (enzymes intracellulaires), mais peuvent aussi être excrétées par une cellule vivante ou libérées dans la solution du sol (enzymes extracellulaires) à partir des cellules mortes (Tabatabai, 1994).

1.5.1 Interactions microorganismes du sol-plantes

La nature ainsi que le nombre d'espèces végétales présentes dans un écosystème ont aussi une importante influence sur la biodiversité microbienne à cause de leur implication dans l'apport en sources de carbone et en énergie (Van Elsas & Garbeva, 2002). Ces interactions souterraines ont lieu entre les racines des plantes et les microorganismes et sont particulièrement complexes. Les racines, en sécrétant certains composés organiques spécifiques, enrichissent la rhizosphère de façon à favoriser les microorganismes adaptés pour utiliser ces substances. Les exsudats racinaires sont en fait une source très importante de carbone pour les microorganismes et peuvent

représenter de 10 à 40% du carbone fixé par les plantes lors de la photosynthèse (Bertin *et al.*, 2003). Les substances exsudées comprennent notamment des sucres, des acides organiques et des acides aminés qui constituent donc une source de carbone et d'énergie dans le sol (Van Elsas & Garbeva, 2002). La nature des exsudats racinaires varie selon l'espèce végétale, son stade de croissance et son état exerçant ainsi une sélection différente sur les microorganismes qui se développent dans le sol. D'autre part, les microorganismes de la rhizosphère libèrent également des substances qui restent plus ou moins longtemps au niveau du sol accessibles et absorbées par la plante. Ces produits qui incluent des molécules telles que les régulateurs de croissance, les acides organiques, les antibiotiques, les hormones, et les enzymes, influencent à leur tour la croissance végétale (Beauregard, 2010).

L'exsudation de différentes substances tant par les plantes que par les microorganismes favorisent certaines interactions entre eux. Beaucoup d'interactions impliquent des liens directs entre les deux types d'individus et peuvent avoir des impacts majeurs sur la croissance et la productivité végétale. La fixation de l'azote atmosphérique par les nodules racinaires est un exemple évident. Ce processus complexe, qui permet ultimement la formation d'une structure fixant l'azote, implique une séquence bien précise des molécules excrétées par les plantes puis par des bactéries spécifiques. Il est maintenant bien connu que ce type d'association joue un rôle crucial en agriculture puisque certaines espèces bactériennes arrivent, de façon très spécifique, à fixer l'azote atmosphérique pour des légumineuses et ainsi augmenter la production de feuillage servant à la pâture des animaux (Seguin *et al.*, 2001).

1.5.2 Interactions entre communautés microbiennes

Les microorganismes du sol interagissent favorablement ou non entre eux. La présence d'une espèce en particulier peut provoquer des variations qualitatives, quantitatives et spatiales chez d'autres communautés. Le développement d'interactions positives permet aux communautés microbiennes impliquées d'utiliser les ressources disponibles plus efficacement. Ces interactions permettent d'occuper des niches où, souvent une seule population ne pourrait se développer. Certains types des microorganismes sont, par exemple en mesure de produire des enzymes essentielles au métabolisme des substrats utilisés par d'autres. La détoxification des composés toxiques à une partie de la communauté peut aussi être effectuée par d'autres espèces. Des interactions négatives sont également possibles et la compétition se produit fréquemment lorsque

deux populations microbiennes utilisent la même ressource dans un espace où les nutriments sont limités (Atlas and Bartha, 1997 in Beaugard, 2010).

1.5.3 Interactions microorganismes et propriétés du sol

Bien que les populations microbiennes interviennent elles-mêmes dans la structure du sol, elles sont influencées à leur tour par la nature et les propriétés de celui-ci. En effet, la disponibilité des nutriments essentiels tels que le P et N joue un rôle important dans la croissance des plantes mais également des microorganismes présents dans le sol. Les caractéristiques chimiques et physiques telle que l'humidité, la texture, le pH et le contenu en matière organique ont un impact sur la taille et la composition des communautés ainsi que sur leurs activités (Bailey *et al.*, 2002). La quantité et la nature des espèces de microorganismes de même que le nombre d'individus dans le sol sont clairement affectés par différents stress environnementaux et par certaines pratiques agricoles (Bardgett *et al.*, 1999). Les différentes pratiques de gestion du sol appliquées en agriculture influencent donc de façon importante les populations microbiennes puisqu'elles ont un impact direct sur la dynamique du milieu. Des pratiques comme les rotations de cultures, les cultures en continu et les labours induisent des changements chez les communautés microbiennes qui peuvent persister longtemps après que les traitements aient eu lieu. Les méthodes mécaniques employées pour travailler les sols représentent des éléments fortement perturbateurs pour les communautés microbiennes comme celles-ci se trouvent principalement dans les premiers centimètres à la surface du sol. L'apport de substances fertilisantes a aussi une grande influence sur les communautés microbiennes du sol. Les fumiers et les fertilisants minéraux apportent différentes formes et quantités d'éléments essentiels à la croissance végétale qui pourront ou devront, dans certains cas, être assimilés et transformés par les microorganismes. Les bactéries ont tendance à réagir plus rapidement à l'apport de composés simples comme les sucres et les acides aminés très présents dans la matière organique. Par contre, les champignons continuent à décomposer du matériel organique complexe bien après que les bactéries aient arrêté (Beaugard, 2010). L'arrêt de la fertilisation provoque généralement un changement rapide de dominance des populations bactériennes aux populations fongiques dans le sol, en changeant subitement la disponibilité en nutriments (Bardgett *et al.*, 1999).

Chapitre II : Caractérisation physico-chimique des sols des gomméraires

Ce chapitre porte sur la caractérisation physico-chimique des sols des gomméraires. Il a pour objectif de déterminer les types de sols sur lesquels s'est développé *Acacia senegal* au Niger.

2.1 Introduction

Acacia senegal est un petit arbre typique du Sahel (du Sénégal au Cameroun, jusqu'au Soudan), présent aussi en Afrique tropicale et australe, et en Inde (Arbonnier, 2000). En Afrique de l'Ouest, son aire principale de distribution se situe entre le 11^{ème} degré et le 16^{ème} degré de latitude Nord (von Maydell, 1983). *A. senegal* est un arbre qui a une grande importance commerciale grâce à sa gomme arabique qui est très appréciée sur le marché international en raison de sa bonne qualité. Cette gomme entre dans la composition de nombreux produits alimentaires en tant qu'émulsifiant et à ce jour, il n'a pas été possible de synthétiser artificiellement des molécules qui pourraient la remplacer. Outre son importance économique, *A. senegal* est une légumineuse forestière qui améliore la fertilité des sols dégradés impropres à la croissance de la plupart des autres végétaux grâce à la symbiose fixatrice d'azote qu'il forme avec des rhizobiums, bactéries fixatrices d'azote (Fall *et al.*, 2012 ; Dommergues *et al.*, 1999 ; Duponnois *et al.*, 1997). Pour cette raison, les paysans associent traditionnellement les cultures de céréales aux arbres acacias pour obtenir un meilleur rendement. Le feuillage ainsi que les gousses fournissent un excellent fourrage pour le bétail (Assoumane, 2011). *A. senegal* est aussi capable de s'associer avec des champignons endomycorhiziens pour former une symbiose qui permet un meilleur développement de l'arbre en améliorant sa nutrition hydrominérale (Sarr *et al.*, 2005 ; Augé, 2004). En effet, grâce à leurs systèmes racinaires profonds, les *Acacias* assurent leur survie en saison sèche et en saison des pluies, restaurent la circulation de l'eau dans des sols très dégradés (Luc *et al.*, 1990). Ce qui fait que *A. senegal* est de plus en plus utilisé pour la protection des sols, la récupération et la restauration des terres dégradées, notamment les sols dunaires.

Les formations forestières de gommiers existantes au Niger, principalement composées de *Acacia senegal*, couvrent une surface d'environ 300.000 hectares (peuplements purs et mélangés avec d'autres espèces productrices de gomme comme *Acacia laeta*, *Acacia seyal*, *Combretum nigricans*). Elles sont réparties dans trois bassins de production : le bassin oriental (berceau historique de la gomme arabique qui s'étend de la moitié sud de la région de Diffa au sud-est de la région de Zinder), le bassin central (qui couvre le Nord de la région de Maradi, le centre et le

sud-est de la région de Tahoua) et le bassin occidental (du sud-ouest au nord-ouest de Téra au nord-ouest de Say dans la région de Tillabéry) (FAO, 2003). La remontée des cours internationaux de la gomme arabique, à la fin du XXème siècle, a suscité l'émergence d'un secteur privé qui a planté de plus en plus des gomméraires artificielles qui s'ajoutent aux gomméraires naturelles déjà existantes (FAO, 2003). Compte tenu de l'importance de *Acacia senegal* et des superficies occupées par les gomméraires, cette étude a été réalisée pour caractériser les types de sols sur lesquels poussent ces gomméraires. Comprendre sur quels types de sols se développe *A. senegal* au Niger permettra de formuler des recommandations utiles pour les nombreux projets et programmes de reboisement utilisant cette espèce.

2.2 Matériel et méthodes

2.2.1 Présentation des sites d'étude

Six gomméraires ont été retenues dans le cadre de cette étude, à raison de 2 sites par bassin gommier. Les gomméraires de Kiki et de Kokoiyé dans le bassin occidental, celles de Bader Goula et Azzaï dans le bassin central et enfin celles de Malam Maïnari et N'guel Kolo dans le bassin oriental (Figure 6).

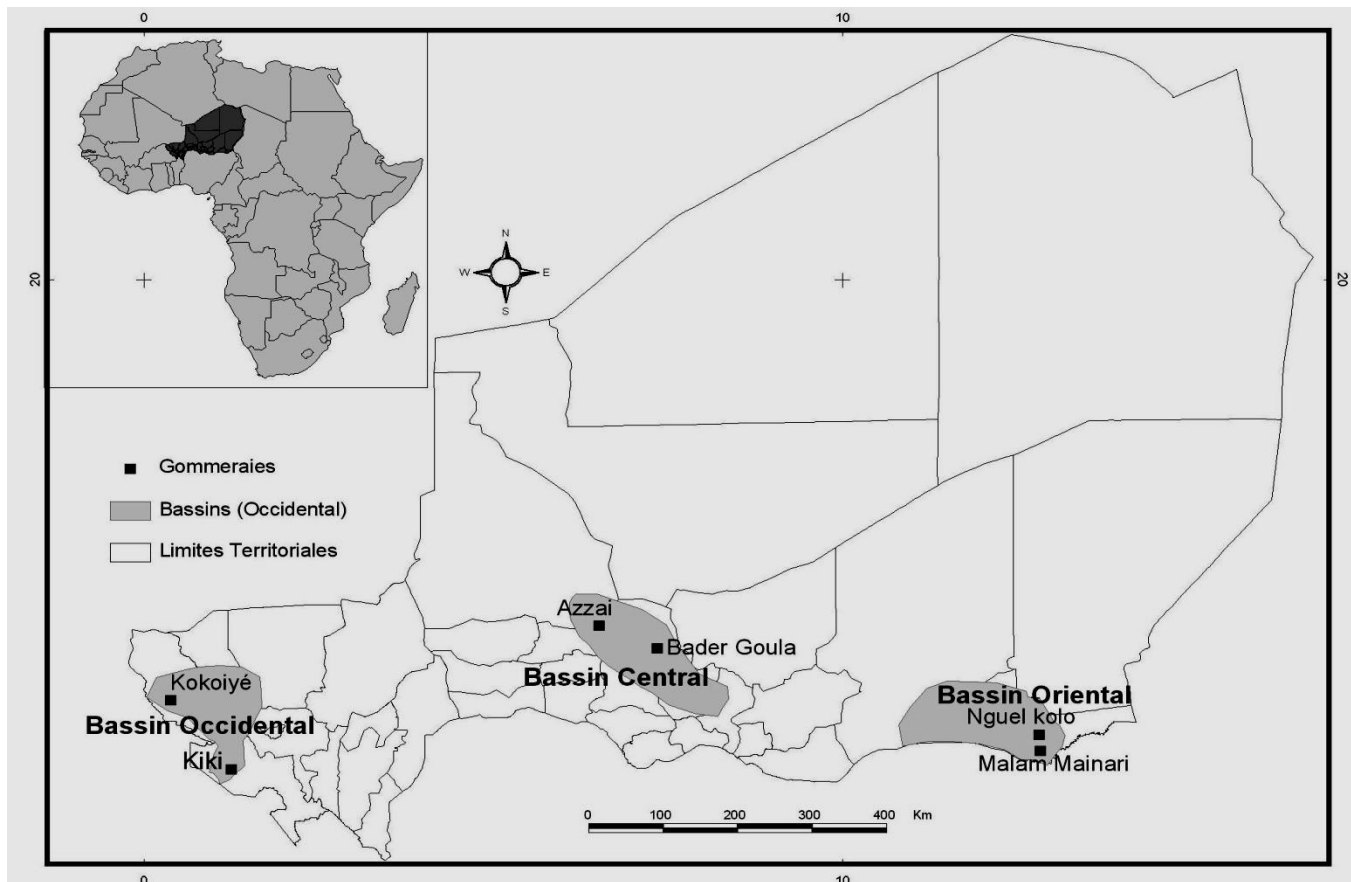


Figure 6 : Carte de localisation des gommieraiés étudiées

Les données climatiques des différentes gommieraiés sont présentées sous forme de diagrammes ombrothermiques (Figure 7). Il en résulte de la circulation des masses d'air, que deux saisons se distinguent dans tous ces sites : une saison sèche et une saison humide. Cependant, la délimitation des saisons est relative et Gaussen (in Bahari, 2013) définit un mois humide ou sec par la relation $P = 2T$. A travers ce rapport, le mois pendant lequel les précipitations (P) exprimées en mm sont supérieures à deux fois la température (T) exprimée en °C (soit $P > 2T$) est considéré comme humide. Les diagrammes ombrothermiques illustrent cette alternance entre saisons dans les différentes gommieraiés. A travers ces diagrammes, on observe que le maximum pluvieux dans toutes les gommieraiés est centré sur le mois d'août.

2.2.1.1 Gommieraié de Kokoiyé

La gommieraié de Kokoiyé (N 13°59'06,1" E 0°44'32,3") est située à 3 km de la ville de Téra dans la partie Ouest de la région de Tillabéry. Ce site est situé dans le bassin gommier occidental et s'étend sur une superficie d'environ 100 ha. Le climat est sahélien, caractérisé par deux

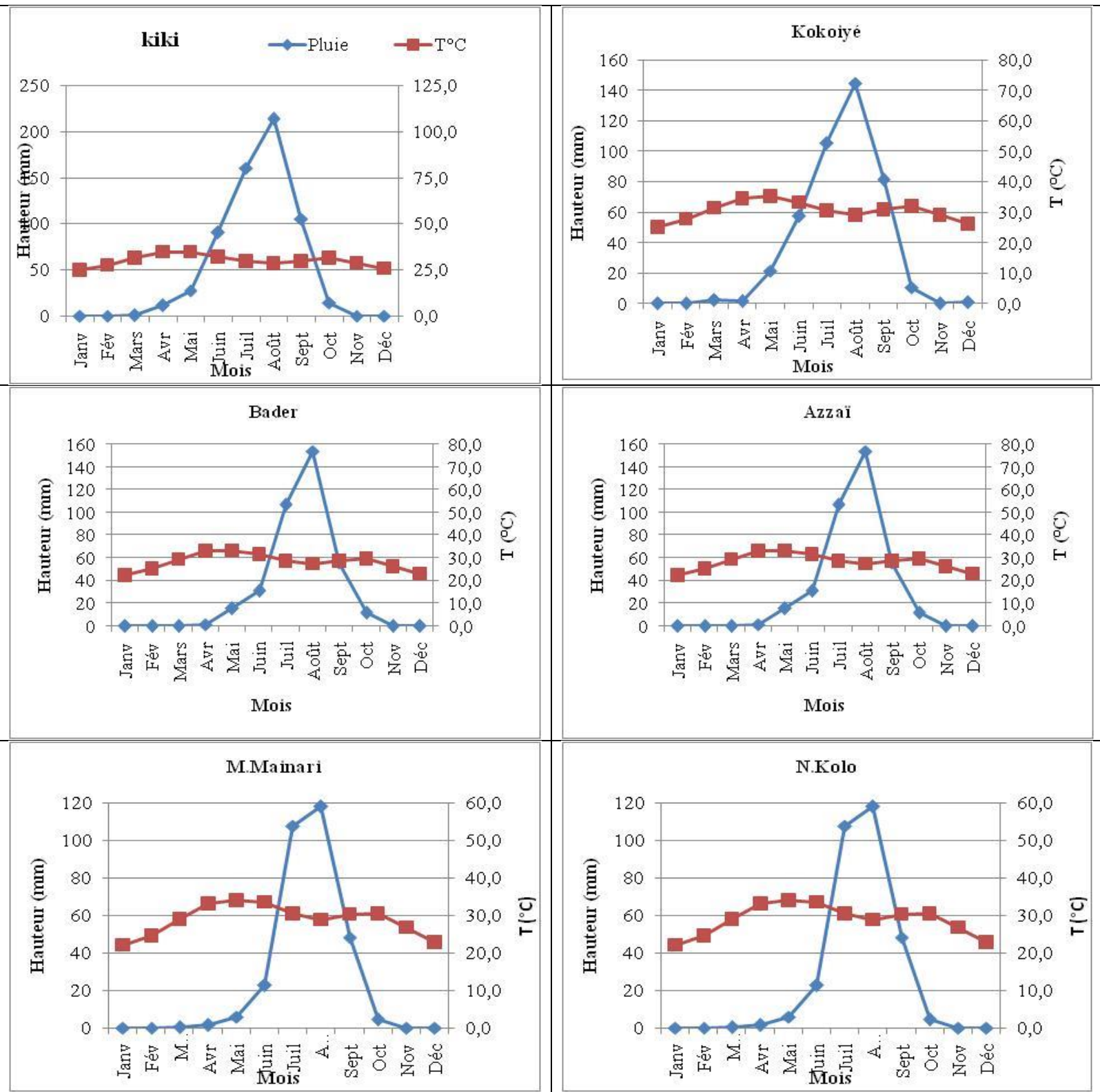


Figure 7 : Courbes ombrothermiques des gommeraies réalisées à partir des moyennes mensuelles de température et de pluie sur la période de 1990-2010 (Source : données DMN).

saisons : une saison sèche d'octobre à mai et une saison pluvieuse de mai à septembre. La moyenne annuelle pluviométrique sur 20 ans (de 1990 à 2010) est de 425,3 mm. La géomorphologie de Téra est caractérisée par la présence de dunes de sable à pente douce ou abrupte le long du fleuve Niger et, dans le canton du Gorouol, on observe des affleurements disséminés du socle, et des vallées : quatre grandes vallées (fleuve Niger, Gorouol, Dargol, Sirba) et des vallées secondaires (nombreux koris).

La végétation ligneuse est constituée en plus de *Acacia senegal*, de : *Acacia raddiana*, *A. nilotica* (L.) Willd., *Balanites aegyptiaca* et *Ziziphus mauritiana*. Quant aux herbacées, elles sont composées de *Zornia glochidiata*, *Commelina forskalaei* et *Alysicarpus ovalifolius*. La profondeur de la nappe phréatique varie de 14 mètres (minimum) à 23 mètres (maximum).

2.2.1.2 Gommaie de kiki

La gommaie de Kiki (N 12°59'36,4" E 01°32'57"), à l'Est du Liptako Gourma, est localisée dans la commune de Makalondi située à environ 90 km à l'Ouest de Niamey dans le bassin gommier occidental du Niger. Elle a une superficie d'environ 150 ha. Le climat de type soudano-sahélien est caractérisé par deux saisons : une saison sèche d'octobre à avril et une saison des pluies qui s'étend de Mai à Septembre, exceptionnellement jusqu'en Octobre avec un pic maximum en Août. La pluviométrie annuelle moyenne est de 621,6 mm. La végétation arbustive est composée de *Acacia senegal*, *Guiera senegalensis*, *Piliostigma reticulatum*, *Combretum micranthum* et *C. glutinosum*. Le tapis herbacé est représenté principalement par *Cymbopogon schoenanthus* et *Schizachyrium exile*, avec quelques touffes de *Andropogon gayanus* et de rares pieds de *Waltheria indica*. La profondeur de la nappe phréatique varie de 16 mètres (minimum) à 18 mètres (maximum).

2.2.1.3 Gommaie de Bader Goula

La gommaie de Bader Goula (N 14° 43'28,7" E 07°14'27,10") est située à 60 km à l'Est du département de Dakoro dans le bassin gommier central du Niger. La superficie du site est de 252 ha. Le climat est de type sahélo-saharien avec 2 saisons bien distinctes, une saison sèche d'octobre à Juin et une saison des pluies qui va de Juin à Septembre. La moyenne annuelle de la pluviométrie est de 375,7 mm.

La géomorphologie du site présente une succession de dunes de sable, de vallées fossiles et de

bas-fonds. Il s'agit d'une steppe dont la strate arbustive est très hétérogène, plus développée dans les dépressions que sur les dunes, tandis que la strate herbacée, bien que discontinue, est beaucoup plus variée et plus riche. La végétation ligneuse est dominée par *Acacia senegal* et *Acacia raddiana* associés à *Maerua crassifolia*, *Balanites aegyptiaca*, *Commiphora africana* et *Ziziphus mauritiana*. Les herbacées relevées sont *Cyperus indica*, *Eragrostis tremula*, *Acanthospermum hispidum*, *Cenchrus biflorus*. La profondeur de la nappe phréatique varie de 15 mètres (minimum) à 32 mètres (maximum).

2.2.1.4 Gommeriaie d'Azzai

La gommeriaie d'Azzai (N 15°02'22,8" E 06°24'46,2") est située à 53 km au sud dans le département d'Abalak, Région de Tahoua. Elle est située dans le bassin gommier central du Niger et s'étend sur 16264 ha (FAO, 2003). Cette gommeriaie est l'une des grandes formations naturelles à l'échelle nationale et s'étend de la partie Sud du département d'Abalak jusqu'à la bande Nord du département de Keïta (FAO, 2003). Le climat est de type sahélo-saharien avec 2 saisons bien distinctes, une saison sèche d'octobre à Juin et une saison des pluies qui va de Juin à Septembre. La pluviométrie moyenne est d'environ 350 mm par an. La gommeriaie d'Azzai est localisée dans un système dunaire entaillé par des vallées ensablées et koris longeant les plateaux de l'Ader-Doutchi-Maggia.

Le gradient de végétation est influencé par le système géomorphologique à travers la redistribution des eaux de ruissellement des dunes vers les vallées et les dépressions interdunaires. La végétation ligneuse est dominée par *Acacia senegal* (80% du peuplement). Les autres espèces présentes sont : *Acacia tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Bauhinia rufescens*, *Faidherbia albida*, *Ziziphus mauritiana*, *Combretum glutinosum*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Combretum nigricans*, *C. micranthum*. La profondeur de la nappe phréatique varie de 42 mètres (minimum) à 73 mètres (maximum).

2.2.1.5 Gommeriaie de N'Guel Kolo

La gommeriaie de N'Guel Kolo (N 13°29'28,9" E 12°20'38,9") est située à 25 km au nord-ouest de Diffa (région de Diffa) dans le bassin gommier oriental. Avec une pluviométrie moyenne annuelle de 309,2 mm, le climat est de type sahélien et permet de distinguer une saison sèche subdivisée en une période froide (de Novembre à Février) et une période chaude (Mars à Juin) et

une saison pluvieuse (Juillet à Septembre). Le relief est formé de plaines parsemées de dunes de sable. Les plaines ont une altitude variant entre 300 et 400 m sauf dans le nord où elles avoisinent les 500 m au niveau de Homodji.

En plus de *Acacia senegal* (82% du peuplement), les autres espèces présentes sont : *Acacia tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*. La profondeur de la nappe phréatique dans la gomméraie de N'Guel Kolo varie de 35 mètres (minimum) à 39 mètres (maximum).

2.2.1.6 Gomméraie de Malam Mainari

La gomméraie de Malam Mainari (N 13°17'39,8" E 12°18'27,5") est située à 20 km au nord-ouest de Diffa (région de Diffa) dans le bassin gommier oriental. La pluviométrie moyenne annuelle est de 309,2 mm. Le climat de type sahélien permet de distinguer une saison sèche subdivisée en une période froide (de novembre à février) et une période chaude (mars à juin) et une saison pluvieuse (juillet à septembre). Le relief est formé de plaines parsemées de dunes de sable. Les plaines ont une altitude variant entre 300 et 400 m sauf dans le nord où elles avoisinent les 500 m au niveau de Homodji. Les autres espèces rencontrées en plus de *Acacia senegal* (80% du peuplement) sont : *Acacia tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*. La profondeur de la nappe phréatique dans la gomméraie de Malam Mainari varie de 35 mètres (minimum) à 39 mètres (maximum).

2.2.2 Méthodes d'étude physico-chimique des sols

Des fosses pédologiques ont été ouvertes suivant les différentes unités géomorphologiques de chaque gomméraie pendant la saison des pluies. La texture et la teneur en différents éléments chimiques des sols de chacune des gommérais ont été déterminées. La description morphologique des profils a été faite en observant et décrivant les différents horizons de chaque profil pédologique. Au niveau de chaque horizon de chaque fosse, les sols ont été échantillonnés en vue de la détermination de leurs caractéristiques physico-chimiques. Ces échantillons ont été analysés suivant les méthodes standards (Mathieu & Pirlain, 2003) au laboratoire de pédologie de la Faculté d'Agronomie de l'Université Abdou Moumouni de Niamey. Les paramètres chimiques suivants ont été déterminés : le pH par dosage des ions hydrogènes ; la capacité

d'échange cationique (CEC) par la méthode argent thio urée ; l'azote total par la méthode de Kjeldahl ; le carbone organique par la méthode Walkley et Black ; le phosphore assimilable (P_{ass}) par la méthode Bray1 (Mathieu & Pirltain, 2003). Pour la détermination de la granulométrie des sols, la méthode à pipette de Robinson a été utilisée (conforme aux normes NEN5357 et ISO/DIS 11277).

Des placettes de 1250 m² chacune (50m*25m) ont été installées dans chacune des gomméraires étudiées. Les placettes sont installées suivant les unités géomorphologiques ou toposéquences (plateau, glacis, bas-fond) de chaque gomméraire (Dan Guimbo *et al.*, 2010). Les placettes sont distantes de 200m et ont été positionnées sur des transects parallèles entre eux dont l'orientation dépend de la nature du terrain (par exemple du plateau vers le bas-fond). Dans chaque placette, la hauteur des arbres a été mesurée à l'aide d'une perche dendrométrique graduée au cm près et le nombre total d'arbres comptés. Le niveau des nappes phréatiques quant à lui a été mesuré grâce à des piézomètres répartis le long de chaque toposéquence.

2.2.3 Traitement des résultats

Afin de voir les corrélations entre les différentes variables (profondeur, densité, hauteur, pluviométries, texture de sols, bases échangeables et C/N), l'analyse en composantes principales (ACP) a été faite avec le logiciel XLSTAT 2014. La matrice de corrélation de Pearson a été définie à l'aide du logiciel Minitab 14, ce qui a permis de dégager les corrélations les plus significatives (au seuil de 5%) entre différents paramètres qui caractérisent les gomméraires.

2.3 Résultats

2.3.1 Caractérisation granulométrique des sols

2.3.1.1 Gomméraires de Kokoiyé

Deux profils pédologiques ont été ouverts dans la gomméraire de Kokoiyé dont les caractéristiques morphologiques sont les suivantes :

Profil PK1

Matériau d'origine : Granite du socle

Relief : Glacis

Végétation: *Acacia senegal*, *Balanites aegyptiaca*, *Ziziphus mauritiana*, *Acacia tortilis*, *Acacia nilotica*, *Acacia laeta*, *Zornia glochidiata.*, *Commelina forskalaei* et *Alysicarpus ovalifolius*.

Drainage : moyen avec nombreuses griffes d'érosion.

0-6 cm : La couleur est brune foncée (7,5 YR 4/6) à l'état humide. La texture est sableuse, la structure est massive et fragile à l'état humide. Absence de pores. On a présence de nombreuses fines et moyennes racines horizontales. En surface on a présence de nombreux graviers. Les limites sont nettes et régulières.

6-11cm : La couleur est brune (7,5 YR 4/4) à l'état humide. La texture est limoneuse et la structure massive. Très peu poreux. Fragile à humide. Présence de nombreuses fines racines et chevelus et de quelques graviers. Les limites sont nettes et régulières.

11-26cm : couleur brune rougeâtre sombre (5 YR 3/4) à l'état humide. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Peu poreux avec des alvéoles colmatées. Friable à l'état humide. Présence de nombreuses racines fines et chevelues. Limite nette et régulière.

26-50cm : couleur brune jaunâtre sombre (10 YR 4/6) à l'état sec. Texture argilo-sableuse. Structure polyédrique compacte. Moyennement poreux. Dur à l'état sec. Présence de quelques rares racines fines. Nombreux graviers et concrétions ferro-manganiques. Limite diffuse.

50-90cm : couleur brune olive claire (2,5 Y 5/4) à l'état sec. Texture argilo-sableuse. Structure compacte. Peu poreux. Très dur à l'état sec. Absence de racines. On a présence de très nombreux graviers.

> **90cm** : présence de granite (altérites).

Profil PK2

Matériau d'origine : Granite du socle

Relief : Glacis

Végétation : *Acacia senegal*, *Acacia laeta*, *Balanites aegyptiaca*, *Acacia radiana*, *Eragrostis trémula*, *Zornia*.

Drainage : moyen

0-9cm : Couleur brun jaunâtre sombre (10 YR 4/6) à l'état frais. Texture sableuse. Structure massive. Non poreux. Fragile à l'état frais. Nombreuses fines racines et moyennes racines horizontales et obliques. Nombreux graviers surtout en surface. Limite nette et régulière.

9-20cm : Couleur brun sombre (7,5 YR 3/4) à l'état humide. Texture limono – argilo - sableuse. Structure massive. Très peu poreuse. Friable à l'état humide. Nombreuses fines racines et quelques grosses racines horizontales et chevelues. Limite nette et régulière.

20-50cm : Couleur brun olive clair (2,5 Y 5/4) à l'état frais. Texture limono - sableuse. Structure très consolidée. Assez poreux. Dur au frais. Rares fines racines. Nombreux graviers. Limite nette et régulière.

> **50cm** : Nappe de gravillons.

Le tableau 1 donne la composition granulométrique de chaque profil.

Tableau 1 : composition granulométrique des sols de Kokoiyé.

Profils	H _z (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
PK1	0-6	3,81	1,9	7,62	54,9	22,99	8,78
	6-11	8,1	8,1	5,06	51,86	19,26	7,62
	11-26	14,5	7,25	6,34	49,94	17,7	4,28
	26-50	15,04	3,76	6,58	51,41	19,75	3,45
	50-90	21,05	9,57	8,61	37,6	16,41	6,76
PK2	0-9	1,94	4,84	2,91	60,39	21,67	8,25
	9-20	17,26	0,91	14,54	38,38	19,82	9,09
	20-50	7,3	5,48	17,34	41,99	19,83	8,06

Avec : **H_z** : Horizon du profil pédologique; **Arg.** : Argile; **LF** : Limon fin; **LG** : Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SF** : Sable fin.

Les résultats montrent que les sols de ce site ont une texture sableuse dans les horizons de surface avec une dominance des sables fins. En profondeur, la texture s'allège légèrement.

2.3.1.2 Gommeriaie de Kiki

Un seul profil pédologique a été ouvert dans cette gommeriaie dont les caractéristiques morphologiques se présentent ainsi :

Profil PKiki

Matériau d'origine : Granite du socle

Relief : Plateau

Végétation : *Acacia senegal*, *Combretum glutinosum*, *Combretum micranthum*, *Balanites aegyptiaca*, *Combretum nigricans*, *Zornia glochidiata*, *Schoenefeldia gracilis*, *schizachyrium exile*.

Drainage : moyen

0-4cm : Brun jaunâtre sombre (10YR4/6) à l'état sec et brun à brun sombre (7.5YR4/4) à l'état frais ; limon sable grossier; structure non développée massive ; consistance peu dure à l'état sec ;

nombreux pores très fins et fins ; peu nombreuses racines très fines et fines ; Limite nette et régulière.

4-35 cm : Brun foncé (7.5YR5/6) à l'état sec et rouge Jaunâtre (5YR4/6) à l'état sec et rouge jaunâtre (5YR4/6) à l'état frais ; limon sableux avec 90% environ d'éléments grossiers ; structure massive ; consistance dure à l'état sec ; nombreux pores très fins, fins et quelques moyens ; rares racines très fines et fines. Limite nette et régulière.

35-85 cm : Rouge (2.5YR5/8) à l'état sec et rouge (10YR4/8) à l'état frais ; limon sableux avec 90% environ d'éléments grossiers ; structure non développée massive ; consistance dure à l'état sec ; assez nombreux pores très fins et fins.

Les résultats de l'analyse granulométrique sont présentés dans le tableau 2.

Tableau 2 : Composition granulométrique du sol de kiki.

Profil	H _z (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
Pkiki	0-4	12,06	20,36	11,06	40,54	9,76	3,41
	4-35	12,13	14,03	6,01	43,13	13,59	8,82
	35-85	16,15	9,45	6,31	30,1	22,09	12,7

Avec : **H_z**: Horizon du profil pédologique; **Arg.**: Argile; **LF**: Limon fin; **LG**: Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SG** : Sable fin.

Les résultats montrent que le sol de cette gommeriaie présente une texture limono-sableuse en surface devenant légèrement plus sableuse en profondeur. Les teneurs en argile sont moyennes et varient peu sur l'ensemble du profil.

2.3.1.3 Gommeriaie de Bader Goula

Trois profils caractérisent les sols de la gommeriaie dont les caractéristiques morphologiques se présentent ainsi :

Profil : PBG1

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : moyen glacis

Végétation: *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *A. laeta*, *A. dudgeoni*, *Maerua crassifolia*, *Balanites aegyptiaca*, *Ziziphus mauritiana*, *Commiphora africana*, *Cyperus rotundus*, *Cenchrus biflorus*, *Eragrotis tremula*

Drainage : moyen

0-14cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Sables limoneux avec prédominance des sables fins. Structure massive. Moyennement poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Présence des graviers. Limite nette et régulière.

14-25cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Porosité tubulaire assez développée. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines, moyennes et grosses racines et chevelus. Présence des graviers. Limite nette et irrégulière.

25-50cm : Couleur jaune rougeâtre (7,5 YR 6/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines et chevelus. Présence des graviers. Limite nette et régulière.

50-62cm : Couleur jaune rougeâtre (5 YR 6/6) à l'état sec. Sables alluvionnaires limoneux. Structure massive. Peu poreux. Dur à l'état sec. Quelques fines et moyennes racines. Présence des graviers enroulés. Limite nette et régulière.

62-120cm : Couleur jaune rougeâtre (5 YR 6/8) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Peu poreux. Dur à sec. Rares fines racines horizontales. Présence des graviers.

Profil : PBD2

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Bas glacis

Végétation: *Acacia senegal*, *A. dudgeoni*, *A. tortilis*, *A. laeta*, *Balanites aegyptiaca*, *Maerua crassifolia*, *Commiphora africana*, *Ziziphus mauritiana*, *Cenchrus biflorus*, *Cyperus rotundus* et *Eragrotis tremula*.

Drainage : moyen

0-15cm : Couleur brun jaunâtre sombre (10 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines allant dans tous les sens. Limite nette et régulière.

15-28cm : Couleur brun jaunâtre (10 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Porosité tubulaire assez développée. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines racines et chevelus racinaires. Limite nette et irrégulière.

28-49cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Poreux. Fragile à l'état humide. Quelques fines, moyennes et grosses racines horizontales et obliques. Présence de graviers. Limite nette et régulière.

49-78cm : Couleur jaune rougeâtre (7,5 YR 6/6) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Moyennement poreux. Peu dur à sec. Rares fines racines horizontales. Présence de quelques graviers. Limite diffuse.

78-110cm : Couleur rouge jaunâtre (5 YR 5/8) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Peu dur à sec. Enracinement nul. Présence de quelques graviers.

Profil : PBD3

Matériau d'origine : granite

Relief : haut glacis

Végétation: *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Maerua crassifolia*, *Commiphora africana*, *Ziziphus mauritiana*, *Acacia laeta*, *A. duedonus*, *Cenchrus biflorus*, *Cyperus rotundus* et *Eragrotis tremula*

Drainage : mauvais

0-5cm : Couleur jaune rougeâtre (5 YR 6/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Peu poreux. Peu résistant à l'humide. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Nombreux graviers. Limite nette et régulière.

5-17cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Sables légèrement limoneux. Structure massive. Peu poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

17-28cm : Couleur rouge jaunâtre (5 YR 5/8) à l'état humide. Sables limoneux. Structure massive. Porosité peu exprimée. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines, moyennes et grosses racines horizontales. Limite nette et irrégulière.

28-35cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Sableux. Structure massive. Porosité très mal exprimée. Fragile à l'état humide. Nombreux fines et moyennes racines horizontales. Limite nette et régulière.

35-52cm : Couleur rouge jaunâtre (5 YR 4/6) à l'état humide. Sables limoneux. Structure massive. Porosité tubulaire peu développée mais présence de quelques alvéoles non colmatées. Fragile à l'état humide. Rares fines et moyennes racines obliques. Présence de graviers. Limite diffuse et progressive.

52-80cm : Couleur brun rougeâtre (5 YR 4/4) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Très peu poreux. Fragile à l'état humide. Enracinement nul. Présence de nombreux graviers. Limite nette et régulière

> **80 cm** : Nappe de gravats

Les résultats de l'analyse granulométrique sont présentés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Composition granulométrique du sol de Bader Goula.

Profils	H _z (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
PBG1	0-14	5,92	8,45	5,92	43,05	33,73	2,93
	14-25	5,31	8,83	0,88	41,51	38,86	4,61
	25-50	3,58	5,75	7,73	43,48	35,61	3,85
	50-62	3,84	8,5	6,97	42,05	34,45	4,19
	62-120	4,35	5,43	2,61	40,9	38,47	8,24
PBG2	0-15	6,69	11,71	2,51	37,46	36,12	5,51
	15-28	4,26	8,5	1,85	33,49	42,21	9,69
	28-49	5,95	8,9	1,7	36,56	38,98	7,91
	49-78	4,04	9,62	1,68	38,33	40,42	5,91
	78-110	4,14	10,74	3,31	37,82	34,9	9,09
PBG3	0-5	5,49	7,74	3,4	25,46	28	29,91
	5-17	5,2	11,27	0,87	32,12	36,76	13,78
	17-28	4,26	14,5	0,85	28,34	42,21	9,84
	28-35	5,95	11,9	1,7	31,56	38,98	9,9
	35-52	4,26	14,5	0,85	28,34	42,21	9,84
	52-80	5,95	11,9	1,7	31,56	38,98	9,9

Avec : **H_z** : Horizon du profil pédologique; **Arg.** : Argile; **LF** : Limon fin; **LG** : Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SF** : Sable fin.

Tous les profils présentent une texture uniformément sableuse dominée par les sables fins et moyens. Les teneurs en limons et argiles sont faibles et varient peu avec la profondeur.

2.3.1.4 Gommeriaie d'Azzaï

Deux profils caractérisent les sols de la gommeriaie dont les caractéristiques morphologiques se présentent ainsi :

Profil : PA1

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Plateau

Végétation: *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Bauhinia rufescens*, *Faidherbia albida*, *Ziziphus mauritiana*, *Combretum glutinosum*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Combretum nigricans*, *C. micranthum*.

Drainage : moyen

0-12cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse avec prédominance des sables fins. Structure massive. Moyennement poreux. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

12-70cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Porosité tubulaire assez développée. Présence de nombreuses fines, moyennes et grosses racines et chevelus. Limite nette et irrégulière.

70-120cm : Couleur brun (5 YR 4/4) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Dur à sec. Rares fines racines horizontales.

Profil : PA2

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Plateau

Végétation: *Acacia senegal*, *Acacia tortilis*, *Calotropis procera*, *Bauhinia rufescens*, *Acacia albida*, *Ziziphus mauritiana*, *Combretum glutinosum*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Combretum nigricans*, *C. micranthum*.

Drainage : moyen

0-14cm : Couleur brun jaunâtre sombre (10 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines. Limite nette et régulière.

14-70cm : Couleur brun jaunâtre (10 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Moyennement poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines racines et chevelus racinaires. Limite nette et irrégulière.

70-120cm : Couleur rouge jaunâtre (5 YR 5/8) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Peu dur à sec. Rares fines racines horizontales.

Le tableau 4 donne la composition granulométrique de chaque profil.

Tableau 4 : Composition granulométrique du sol de Azzaï.

Profils	Hz (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
PA1	0-12	1,05	1,05	5,8	37,83	44,76	9,9
	12-70	2,05	1,03	4,1	37,86	45,31	9,66
	70-120	1,53	1,02	3,57	42,74	43,66	7,48
PA2	0-14	5,45	4,95	3,96	33,48	43,09	9,06
	14-70	3,44	2,95	3,93	34,97	45,83	8,88
	70-120	1,52	3,05	4,06	40,81	42,85	7,71

Avec : **H_z** : Horizon du profil pédologique; **Arg.** : Argile; **LF** : Limon fin; **LG** : Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SF** : Sable fin.

Il ressort de l'analyse granulométrique que les sols de cette gomméraie sont de texture uniformément sableuse avec une dominance des sables moyens et fins. Les teneurs en argiles et limons sont très faibles et varient peu avec la profondeur.

2.3.1.5 Gomméraie de Malam Mainari

Deux profils pédologiques ont été ouverts dans cette gomméraie dont les caractéristiques morphologiques se présentent ainsi :

Profil : PMM1

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : plateau

Végétation: *Acacia senegal*, *Acacia tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*.

Drainage : Moyen

0-8cm : Couleur brun foncée (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Moyennement poreux. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

8-28cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Peu poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

28-85cm : Couleur brun (7,5 YR 4/4) à l'état humide. Texture limono-sableuse. Structure massive. Faible porosité. Fragile à l'état humide. Nombreux fines et moyennes racines horizontales. Limite nette et régulière.

85-100cm : Couleur brun (7,5 YR 4/4) à l'état humide. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Faible porosité. Fragile à l'état humide. Rares fines et moyennes racines obliques.

Profil : PMM2

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Plateau

Végétation : *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*.

Drainage : moyen

0-14cm : Couleur brun sombre (7,5 YR 3/4) à l'état humide. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Moyennement poreux. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

14-42cm : Couleur brun foncée (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Très peu poreuse. Nombreuses fines racines et quelques grosses racines horizontales. Limite nette et régulière.

42-65cm : Couleur brun foncée (7,5 YR 5/6) à l'état frais. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Très peu poreux. Dur au frais. Rares fines et moyennes racines obliques. Limite nette et régulière.

65-110cm : Couleur brun (7,5 YR 4/4) à l'état humide. Texture limono-argilo-sableuse. Structure massive. Faible porosité. Rares fines et moyennes racines obliques.

Les résultats de l'analyse granulométrique sont consignés dans le tableau 5.

Tableau 5 : Composition granulométrique du sol de Malam Mainari.

Profils	H _z (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
PMM1	0-8	6,2	5,24	6,2	76,49	5,28	0,6
	8-28	7,09	4,05	4,56	79,75	4,2	0,34
	28-85	6,03	2,74	10,42	78,08	2,53	0,18
	85-100	8,23	5,48	14,26	68,8	2,77	0,47
PMM2	0-14	9,44	7,19	7,19	70,94	4,52	0,72
	14-42	7,75	7,75	23,73	54,31	5,47	0,99
	42-65	9,93	7,94	30,77	48,26	2,3	0,81
	65-110	6,41	5,92	41,41	43,35	2,22	0,7

Avec : **H_z** : Horizon du profil pédologique; **Arg.** : Argile; **LF** : Limon fin; **LG** : Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SF** : Sable fin.

Les résultats révèlent que le profil PMM1 est uniformément sableux avec une dominance des sables fins, les teneurs en argile et limons restant modestes. Quant au profil PMM2, il montre une texture sableuse en surface devenant franchement limoneuse en profondeur, les teneurs en argile restant modestes et variant peu sur tout le profil.

2.3.1.6 Gommeraie de N'Guel Kolo

Deux profils caractérisent les sols de la gommeraie dont les caractéristiques morphologiques se présentent ainsi :

Profil : PNK1

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Plateau

Végétation: *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*.

Drainage : moyen

0–21cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse avec prédominance des sables fins. Structure massive. Moyennement poreux. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales et obliques. Limite nette et régulière.

21-90cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse avec prédominance des sables fins. Structure massive. Porosité tubulaire assez développée. Présence de nombreuses fines, moyennes et grosses racines et chevelus. Limite nette et irrégulière.

90-115cm : Couleur brun (5 YR 3/4) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Dur à sec. Rares fines racines horizontales.

Profil : PNK2

Matériau d'origine : Alluvions sableuses

Relief : Plateau

Végétation: *Acacia senegal*, *A. tortilis*, *Balanites aegyptiaca*, *Calotropis procera*, *Leptadenia pyrotechnica*, *Maerua crassifolia*, *Salvadora persica*.

Drainage : moyen

0–17cm : Couleur brun foncé (7,5 YR 4/6) à l'état humide. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines et moyennes racines horizontales. Limite nette et régulière.

17–70cm : Couleur brun jaunâtre (10 YR 5/6) à l'état humide. Texture sableuse avec prédominance du sable fin. Structure massive. Moyennement poreux. Fragile à l'état humide. Nombreuses fines racines horizontales et chevelus racinaires. Limite nette et irrégulière.

70–120cm : Couleur brun (5 YR 3/4) à l'état sec. Texture sableuse. Structure massive. Assez poreux. Peu dur à sec. Rares fines racines horizontales.

Le tableau 6 donne la composition granulométrique de chaque profil.

Tableau 6 : Composition granulométrique des sols de N’Guel Kolo

Profils	Hz (cm)	Arg. %	LF %	LG %	SF%	SM%	SG %
PNK1	0-21	0,5	0,99	5,45	72,69	20,07	0,31
	21-90	0,5	1,49	4,47	79,55	13,74	0,25
	90-115	3,8	0,95	3,32	77,66	14,06	0,2
PNK2	0-17	2,9	1,45	1,45	73,09	21,02	0,1
	17-70	1,99	0,5	0,99	79,69	16,71	0,12
	70-120	1,97	0,39	2,36	62,27	32,9	0,1

Avec : **Hz.**: Horizon du profil pédologique; **Arg.**: Argile; **LF**: Limon fin; **LG**: Limon grossier; **SF** : Sable fin ; **SM** : Sable moyen ; **SF** : Sable fin.

Les résultats montrent que les sols de la gomméraie sont de texture uniformément sableuse avec une nette dominance des sables fins. Quant aux limons et argiles, leurs teneurs sont très faibles.

2.3.2 Caractérisation chimique des sols

Pour la caractérisation chimique des sols, les paramètres retenus sont : le pH, le C/N, la capacité d'échange cationique et le phosphore.

2.3.2.1 Gomméraie de Kokoiyé

Les résultats de l'analyse chimique des sols de la gomméraie de Kokoiyé sont présentés dans le tableau 9.

Tableau 7: Composition chimique des sols de Kokoiyé

Profils	Hz. (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
PK1	0-6	5,7	8	96,48	33,22	11,25
	6 -11	5,2	9	89,2	32,25	11,25
	11-26	6,2	8	89,96	31,45	12,5
	26-50	8,2	9	99,52	25,31	15
	50-90	8,5	8	98	23,32	13,75
PK2	0-9	5,9	9	88,44	31,72	12,5
	9-20	7,9	9	64,56	35,03	15
	20-50	8,3	7	62,36	26,06	14,7

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **Hz.**: Horizon du profil pédologique; **PK1** : profil 1 ; **PK2** : profil 2.

Ces résultats montrent que le pH est moyennement acide dans la partie haute des profils et que cette acidité diminue fortement et que le pH devient franchement basique en profondeur. Le rapport C/N permettant une appréciation de la décomposition de la matière organique est inférieur à 10, traduisant ainsi une faible réserve en matière organique du sol. La CEC varie entre 11 et 15 méq/100g de sol traduisant une valeur moyenne. Quant aux phosphores total et assimilable ils sont mieux représentés en surface qu'en profondeur et les valeurs du phosphore assimilable sont moyennes à élevées.

2.3.2.2 Gommeraie de kiki

Le résultat de l'analyse chimique du sol de cette Gommeraie est présenté dans le tableau 8.

Tableau 8: Composition chimique du sol de Kiki

Profil	H_z (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
	0-4	5,5	10	65,71	28,81	15,22
Pkiki	4-35	5,1	12	60,45	26,13	14,8
	35-85	5,3	11	57,9	24,56	14,71

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **H_z** : Horizon du profil pédologique; **PKiki** : profil Kiki.

Tous les horizons du profil ont un pH acide. Les valeurs de C/N variant entre 10-12 indiquent une minéralisation moyenne de la matière organique. La teneur en phosphore assimilable est moyenne. Les valeurs de la capacité d'échange sont moyennes.

2.3.2.3 Gommeraie de Bader Goula

Les résultats de l'analyse chimique des sols de la Gommeraie de Bader Goula sont présentés dans le tableau 9.

Tableau 9 : Composition chimique du sol de Bader Goula

Profils	Hz. (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
PBG1	0-14	5,9	9	69,43	39,63	13,75
	14-25	6	11	89,93	40,23	12,5
	25-50	5,5	10	52,23	19,43	15
	50-62	5,2	10	76,43	20,03	13,75
	62-120	4,4	11	59,73	21,5	12,5
PBG2	0-15	5,7	12	65,45	32,21	13,75
	15-28	5,8	11	79,93	36,83	12,5
	28-49	6	11	69,49	30,23	12,5
	49-78	5,8	11	56,6	25,03	12,5
	78-110	5	10	49,43	22	12,5
PBG3	0-5	5,6	10	89,19	49,03	12,5
	5-17	5,7	9	72	34,03	12,5
	17-28	5,8	10	63,93	38,83	15
	28-35	5,4	11	59,55	29,23	12,5
	35-52	5,2	11	72,18	28,43	12,5
	52-80	5,1	10	67,5	26,03	12,5

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **Hz.**: Horizon du profil pédologique; **PBG1** : profil 1 ; **PBG2** : profil 2 ; **PBG3** : profil 3.

Sur tous les trois profils de cette gommeriaie, le pH est acide et l'acidité tend à augmenter avec la profondeur. Le rapport C/N variant entre 9 et 12 pour les trois profils, traduit une réserve en matière organique moyenne. La CEC est faible à moyenne car variant entre 12 et 13 méq/100g de sol. Quant aux phosphores total et assimilable leurs teneurs sont moyennes à élevées.

2.3.2.4 Gommeriaie d'Azzai

Les résultats de l'analyse chimique des sols de la Gommeriaie d'Azzai sont présentés dans le tableau 10.

Tableau 10 : Composition chimique du sol d'Azzaï

Profils	Hz. (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
PA1	0-12	6,4	10	77,78	36,63	12,55
	12-70	6,4	10	68,28	37,23	13
	70-120	6,3	10	80,58	36,43	13
PA2	0-14	6,3	10	84,78	37,03	12
	14-70	6,3	10	68,08	36,5	13
	70-120	6,6	11	58,28	36,43	12,25

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **Hz.**: Horizon du profil pédologique; **PA1** : profil 1 ; **PA2** : profil 2.

Ces résultats montrent des valeurs du pH faiblement acides. Le rapport C/N est faible car varie entre 10 et 11 ce qui traduit une teneur faible à moyenne en matière organique. La CEC est faible et varie entre 12 et 13 méq/100g de sol. Quant aux phosphores total et assimilable leurs teneurs dans le sol sont élevées.

2.3.2.5 Gommeraie de Malam Mainari

Les résultats de l'analyse chimique des sols de la Gommeraie de Malam Mainari sont présentés dans le tableau 11.

Tableau 11 : Composition chimique du sol de Malam Mainari

Profils	Hz. (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
PM1	0-8	6,5	11	71,95	33,98	13,75
	8-28	6,4	11	81,51	34,38	13,5
	28-85	6,4	11	88,52	34,78	12,25
	85-100	6,6	10	72,45	33,58	12,75
PM2	0-14	6,5	11	81,21	34,38	13,55
	14-42	6,4	11	74,02	33,58	13,25
	42-65	6,4	11	81,95	33,58	13,25
	65-100	6,7	11	71,57	33,38	12,5

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **Hz.**: Horizon du profil pédologique; **PM1** : profil 1 ; **PM2** : profil 2

A travers ces résultats, on observe des valeurs du pH faiblement acides sur tous les profils. Le rapport C/N variant entre 10 et 11 traduit une réserve en matière organique moyenne. La CEC

variant entre 12 et 13 méq/100g de sol est faible à moyenne. Quant aux phosphores total et assimilable leurs teneurs dans le sol sont moyennes.

2.3.2.6 Gommeraiie de N'Guel Kolo

Les résultats de l'analyse chimique des sols de la Gommeraiie de N'Guel Kolo sont présentés dans le tableau 12.

Tableau 12 : Composition chimique des sols de N'Guel Kolo

Profils	H _{z.} (cm)	pH	C/N	P tot (ppm)	P ass (ppm)	CEC (méq/100g)
PNK1	0-21	6,7	10	57,93	35,76	12,75
	21-90	6,51	9	53,25	35,36	12,75
	90-115	6,49	9	71,27	35,76	13
PNK2	0-17	6,72	10	57,96	36,16	13,5
	17-70	6,67	9	45,51	35,56	12,5
	70-120	6,3	10	42,71	35,76	12,5

Avec : **P tot** : phosphore total, **P ass** : phosphore assimilable; **CEC** : capacité d'échange cationique ; **H_{z.}**: Horizon du profil pédologique; **PNK1** : profil 1 ; **PNK2** : profil 2

On observe sur ces trois profils que le pH de ces sols est faiblement acide. Les valeurs de C/N traduisent la présence d'une matière organique bien minéralisée. La CEC est basse à moyenne. Les teneurs en phosphore assimilable sont plutôt faibles.

2.3.3 Caractéristiques des arbres et profondeur de la nappe phréatique

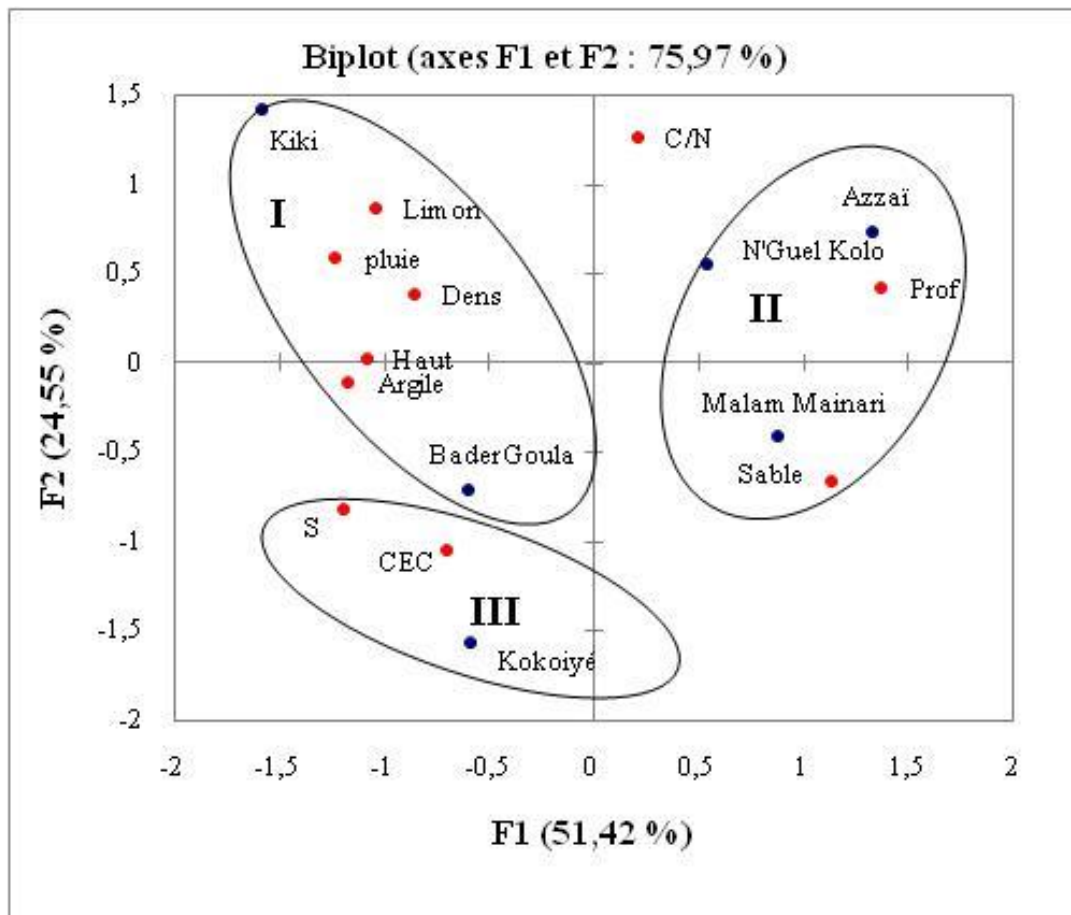
Le tableau 13 présente les hauteurs moyennes et la densité de *A. senegal* et les profondeurs moyennes de la nappe dans les différentes gommeraiies.

Tableau 13 : Hauteur moyenne, densité des arbres et profondeur de la nappe phréatique dans les différentes gommeraiies.

Paramètres	Kokoiyé	Kiki	Bader G.	Azzaï	N. Kolo	M. Mainari
Hauteur moyenne des arbres (m)	3,48	4,19	4,44	2,77	3,1	3,27
Densité (arbres/ha)	30	210	200	65	22	120
Profondeur nappe (m)	17,5	16,5	18,5	49	37	34,5

Ces résultats montrent que les arbres de plus grande taille se trouvent dans les gomméraires de Bader et Kiki (respectivement 4,44 m et 4,19 m). Cette variabilité des hauteurs moyennes des arbres ($P=0,000<0,05$) semble corrélée à la profondeur de la nappe phréatique. Les fortes densités sont également obtenues dans ces gomméraires. Quant à la profondeur des nappes phréatiques, elle varie entre 16,5 et 49 mètres respectivement à Kiki et Azzai.

L'analyse en composantes principales (figure 8) réalisée sur les variables profondeur de la nappe phréatique, densité et hauteur des arbres, pluviométrie, texture des sols, bases échangeables et C/N permet de voir les corrélations existantes entre ces différents paramètres.



Légende : Haut. = hauteur ; dens. = densité ; prof. = profondeur de la nappe ; S : somme bases échangeables ; CEC : Capacité d'échange cationique, Pluie : moyenne pluviométrique.

Figure 8: Analyse en composantes principales réalisée sur les paramètres hauteur, densité, profondeur, classe des textures, CEC, C/N et S.

Trois principaux groupes se sont formés à l'issue de cette ACP :

- Le groupe I représenté par les gomméraires de Kiki et Bader Goula. Dans ce groupe, les densités et hauteurs élevées des arbres sont liées à un faible niveau de la nappe phréatique et à des teneurs en argiles et limons élevées par rapport aux autres gomméraires.
- Le groupe II représenté par les gomméraires de N'Guel Kolo, Azzaï et Malam Mainari où les faibles densités et petites hauteurs des arbres semblent être liées à un niveau profond de la nappe phréatique et à la texture sableuse des sols.
- Le groupe III représenté par les gomméraires de Kokoiyé avec des teneurs élevées en CEC et S, une faible profondeur de la nappe, une hauteur moyenne des arbres et une faible densité des arbres.

2.3.4 Discussion partielle

Ces résultats font ressortir que les gomméraires se développent sur différents types de sols et plus particulièrement sur le sol sableux car c'est sur celui-ci qu'on a observé les plus importants peuplements. C'est le cas des gomméraires de N'guel Kolo, Azzaï, Kokoiyé, Bader Goula où la texture est uniformément sableuse. Des résultats similaires ont été obtenus par Dommergues *et al.* (1999) et Guinko (1991). Cependant, dans les gomméraires de Kiki et Malam Mainari, les sols sont limono-sableux confirmant les travaux de Von Maydell (1983) en Afrique subsaharienne. Cette étude a aussi montré que ces gomméraires se sont développées sur des sols relativement pauvres à moyens en éléments chimiques. Ces résultats sont conformes à ceux obtenus par Dommergues *et al.* (1999) et Von Maydell (1983) pour qui les plus belles plantations de *A. senegal* se développent sur les terrains épuisés.

En effet, la croissance et le développement de *A. senegal* dans les gomméraires semblent être liés aux effets conjugués de la texture du sol, du niveau de la nappe phréatique et de la pluviométrie. Ce qui expliquerait la grande hauteur des arbres des gommiers de Kiki et de Bader Goula. Le niveau de la nappe phréatique aurait une influence sur la densité des peuplements et la hauteur des arbres donc probablement dans la distribution des gomméraires. Des résultats similaires ont été trouvés par Breman & Kessler, (1995) selon lesquels la profondeur de la nappe phréatique joue un rôle important dans la distribution des arbres au Sahel. Cependant, dans la gomméraire de Kokoiyé bien que la nappe phréatique n'est pas très profonde, la densité des arbres est faible.

Ceci s'expliquerait par une pression anthropique élevée liée à l'agriculture mais surtout à une coupe clandestine abusive des arbres pour le bétail car le fourrage de *A. senegal* est très apprécié par les animaux. Le même constat a été fait dans la gomméraie de N'Guel Kolo où on assiste à un surpâturage par des troupeaux principalement de camelins dans cette gomméraie.

2.3.7 Conclusion partielle

Ces résultats mettent en évidence que *A. senegal* est une espèce capable de se développer sur différents types de sols avec une prédilection pour les sols sableux, relativement pauvres en matière organique et en éléments nutritifs. Cette espèce se développe sur des sols où la nappe phréatique est profonde. Cependant, on retrouve les peuplements à fortes densités sur des sols à faible profondeur de nappe. Une meilleure valorisation de cette ressource permettra une amélioration des revenus des populations car *A. senegal* fournit une gomme arabique de bonne qualité à grande valeur marchande et le développement de l'agroforesterie à travers l'association *A. senegal*-culture vivrières dans les gomméraires. Les pratiques agroforestières pourraient aussi permettre d'augmenter la diversité végétale, de contrôler l'érosion des sols et de séquestrer le carbone organique. *A. senegal* est une espèce qui peut être recommandée aux nombreux projets et programmes de reboisement au Niger.

Vu que *A. senegal* est un arbre capable de se développer sur différents types de sols, il serait intéressant d'étudier son impact sur le sol. Ceci fera l'objet du chapitre 3 qui traite de l'effet de *A. senegal* sur la fertilité chimique et biologique des sols des gomméraires.

Chapitre III. Effet de *Acacia senegal* sur la fertilité et les communautés microbiennes totales du sol.

3.1 Introduction

Dans les régions arides et semi-arides de l'Afrique, la dégradation des terres du fait de l'agriculture extensive, du déboisement, du surpâturage et de la baisse de la fertilité du sol sont considérés comme les principales menaces pour la conservation des ressources naturelles et la sécurité alimentaire (Garrity *et al.*, 2010). En Afrique, environ 55% de la surface de la terre est aride et semi-aride en raison des précipitations annuelles relativement faibles variant entre 100 et 600 millimètres et enregistrées sur une courte saison des pluies de 2-4 mois (Wickens *et al.*, 1995). Les acacias constituent les principales espèces du parc arboré de la zone sahélienne qui jouent un rôle déterminant dans l'équilibre de cet écosystème. La litière provenant des arbres représente un important moyen de transfert d'éléments des végétaux aux sols (Rustad & Cronan, 1989) et sa minéralisation constitue une des principales sources de nutriments pour la croissance des végétaux (Switzer & Nelson, 1972). Aussi, la qualité et la quantité de cette litière influencent fortement la fertilité chimique et biologique des sols et par conséquent la production végétale.

Les acacias sont très adaptés aux milieux à fortes contraintes environnementales comme la zone sahélienne. Dans ces terres arides et semi arides, *A. senegal* jusque-là insuffisamment utilisé a été identifié comme l'espèce d'arbre ayant un grand potentiel d'augmenter et de diversifier la production agricole et aussi de stabiliser et de reconstituer les agro-écosystèmes dégradés et vulnérables (Sprent *et al.*, 2010). Cette adaptation est probablement liée à leur aptitude à former des symbioses avec les bactéries du sol. En effet, l'espèce *A. senegal* appartient à la famille des légumineuses, donc capable de former une association symbiotique avec des bactéries du sol, les rhizobia pour induire la formation des nodules où l'azote atmosphérique est fixé. Les microorganismes du sol jouent aussi un rôle crucial dans la disponibilité des nutriments, la croissance et la santé des plantes. Ils représentent un facteur clé qui influe le fonctionnement des écosystèmes et la durabilité des ressources du sol (Sparling, 1997). Les microorganismes du sol sécrètent des enzymes extracellulaires qui accroissent la décomposition de la matière organique et la transformation des composés azotés (Koch, 1916). Les activités enzymatiques du sol reflètent ainsi la dynamique des processus métaboliques microbiens associés aux cycles des nutriments. Elles sont des indicateurs sensibles de stress environnementaux qui sont à l'origine de la dégradation de la qualité des sols.

L'objectif visé à travers ce chapitre est de déterminer l'effet de *A. senegal* sur la fertilité des sols sous houppier et hors houppier mais aussi la variabilité des activités microbiennes totales dans ces sols.

3.2 Matériel et méthodes

Afin d'évaluer l'effet de *A. senegal* sur la fertilité des sols, les paramètres suivants ont été retenus: le pH, le carbone organique (C), l'azote (N), la capacité d'échange cationique (CEC), le phosphore assimilable (P) et la somme des bases échangeables (S). Ainsi, dans chaque gomméraie une dizaine d'arbres a été choisie au hasard sous lesquels les prélèvements de sols ont été effectués. Les sols ont été prélevés sous et hors houppier (le sol hors houppier servant de témoin) de *A. senegal* à la profondeur 0-25cm. Sous chaque arbre, des échantillons ont été prélevés selon quatre directions opposées à partir du tronc de l'arbre, au moyen d'une tarière. Ensuite un échantillon composite de sol est constitué en mélangeant les échantillons obtenus dans les 4 directions opposées de chaque ; puis un autre échantillon composite en mélangeant tous les échantillons sous houppier d'une part et hors houppier d'autre part pour constituer les échantillons représentatifs des sols de chaque gomméraie. Ces échantillons de sols collectés ont ensuite été analysés au laboratoire suivant les méthodes standards (Tableau 14).

L'activité microbienne totale dans les échantillons de sol a été mesurée par le test d'hydrolyse de la Fluorescéine Diacétate (FDA) selon la méthode décrite par Alef, (1998). Le principe de la FDA consiste à mesurer la libération de la fluorescéine, visible au spectrophotomètre, par hydrolyse de celle-ci. Cette technique permet de mesurer l'activité microbienne globale du sol. Pour chaque échantillon de sol, l'étude de l'activité microbienne a été réalisée sur 3 essais avec enzyme et sur un témoin sans enzyme appelé témoin substrat. Le témoin enzyme a été constitué de 15 ml de tampon ($8,7 \text{ g l}^{-1} \text{ K}_2\text{HPO}_4$ et $1,3 \text{ g l}^{-1} \text{ KH}_2\text{PO}_4$, pH 7,6), 200 μl d'eau déminéralisée stérile et 1 g de sol. Chaque essai a été effectué avec 15 ml de tampon, 200 μl de FDA (1 mg ml^{-1}) et de 1 g de sol. Le témoin substrat a été réalisé une seule fois avec 15 ml de tampon associés à 200 μl de FDA.

Tableau 14: Méthodes d'analyse de sols utilisées.

Paramètres	Méthodes utilisées
pH	Dosage des ions hydrogènes
Azote total	Méthode Kjeldahl
Carbone organique	Méthode Walkley et Black
CEC et S (= $Ca^{++}+Mg^{++}+Na^{+}+K^{+}$)	Méthode Argent Thio urée
Phosphore assimilable	Méthode Bray1

Les échantillons ont été légèrement vortexés puis incubés sous agitation pendant 1h à 30°C. Après agitation, la réaction a été stoppée avec de l'acétone (100%) à raison de 1 ml pour chaque tube. Le contenu du tube a été vortexé puis centrifugé pendant 5 min à 10 000 tours/minute. La lecture de la densité optique a été faite au spectrophotomètre à 490 nm avec 1ml du surnageant. Une gamme étalon (6 points de gammes) a été réalisée pour calculer la concentration de FDA en fluorescéine par μg de sol et par heure.

Les analyses en composantes principales et l'ANOVA ont été faites avec le logiciel XLSTAT 2014 et les moyennes des variables ont été comparées en utilisant le test de Newman Keuls au seuil de ($p < 5\%$). Quant aux corrélations entre les différentes variables, elles ont été faites à l'aide du logiciel Minitab 14.

3.3 Résultats

3.3.1 Effet de l'arbre *Acacia senegal* sur la fertilité des sols

La figure 9 montre les variations du pH des sols sous et hors houppier entre toutes les gommaraies.

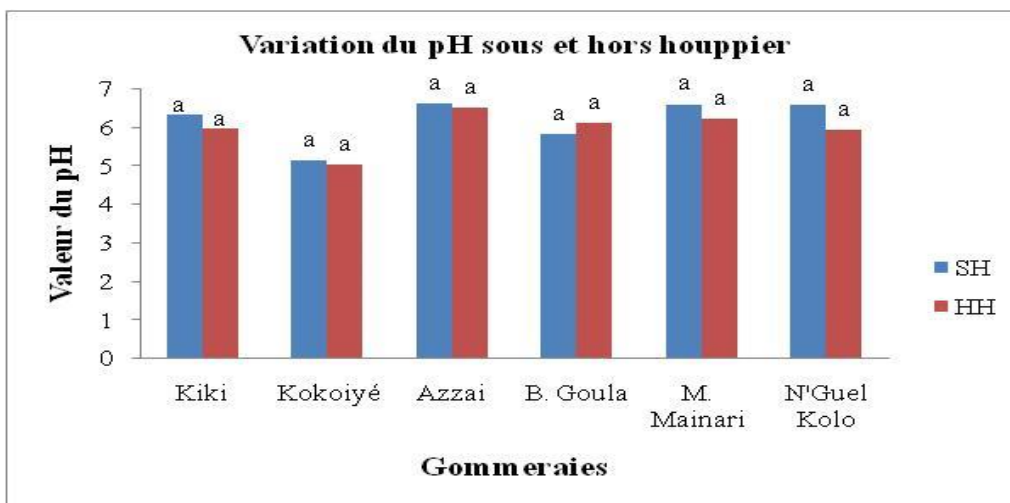


Figure 9 : Variation de pH dans les sols sous et hors houppier.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : **SH** = sol sous Houppier de l'arbre; **HH** = sol hors houppier (Témoin)

Ces variations sont dans la plupart des cas plus élevées dans les sols sous houppier que hors houppier. Cependant, ces variations n'ont pas été significatives entre les sols sous et hors houppier.

Pour ce qui est du carbone organique C (figure 10), bien que ses variations soient plus élevées sous houppier comparativement au niveau des témoins, celles ci n'ont pas été significatives.

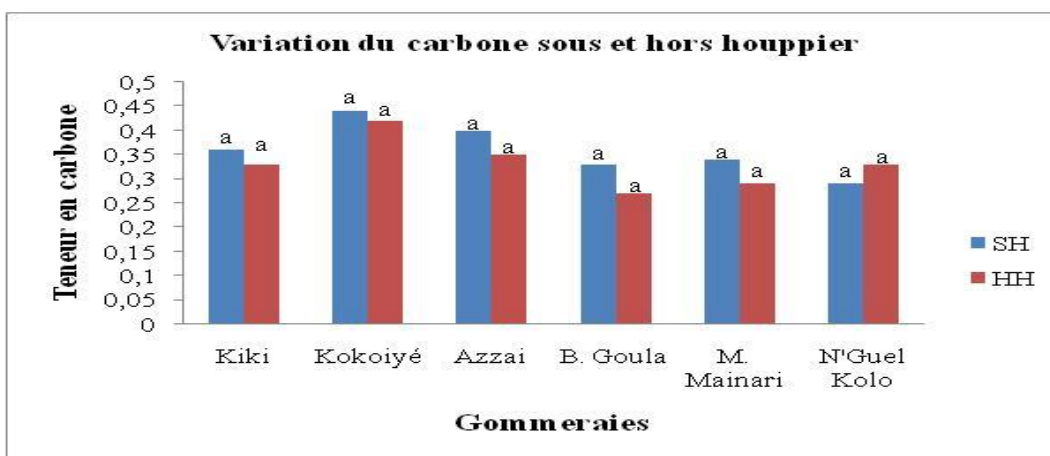


Figure 10 : Variation des teneurs en carbone total dans les sols sous et hors houppier de *A. senegal*.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : **SH** = sol sous Houppier de l'arbre; **HH** = sol hors houppier (Témoin)

La figure 11 donne les résultats de la teneur en azote dans les différentes gomméraires. La teneur en N est plus élevée sous houppier à Kiki, Kokoiyé et Malam Minari que hors houppier alors que l'on enregistre l'inverse pour B. Goula, et sensiblement la même teneur Azzai et N'Guel Kolo. Cependant, ces variations n'ont pas été significatives entre les sols sous et hors houppier.

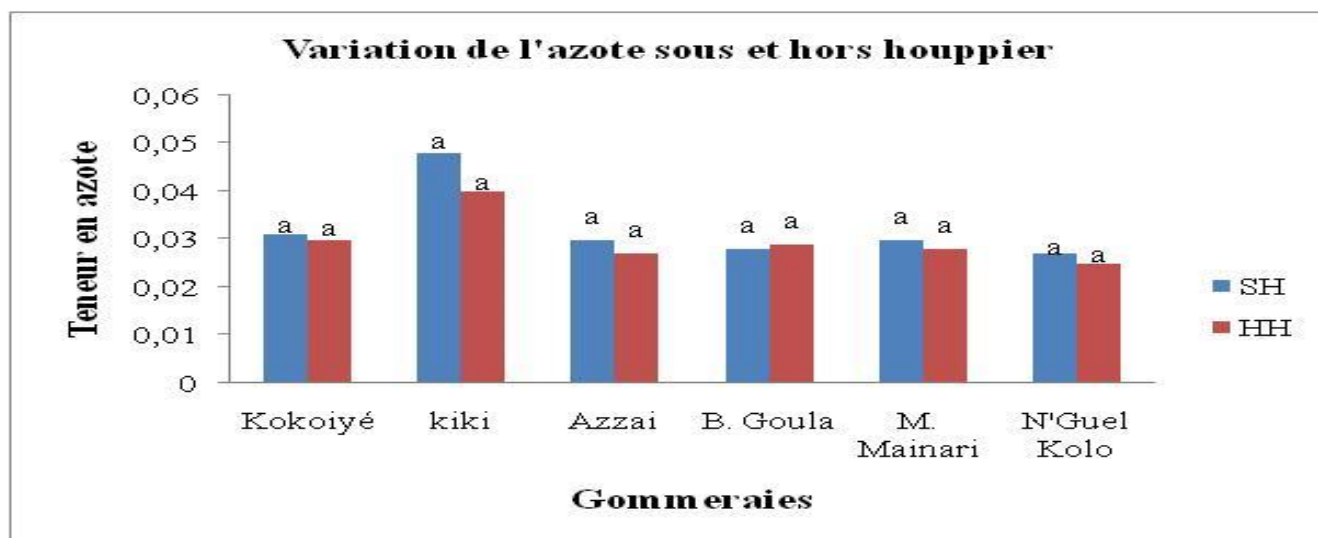


Figure 11 : Variation des teneurs en azote N des sols sous et hors houppiers de *A. senegal* dans les différentes gomméraires.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : SH = sol sous Houppier de l'arbre; **HH** = sol hors houppier (Témoin)

Concernant le phosphore assimilable (P ass), bien que les résultats à travers la figure 12 montrent que c'est surtout sous le houppier qu'on a observé les valeurs les plus élevées, ceux ci n'ont pas été significatifs.

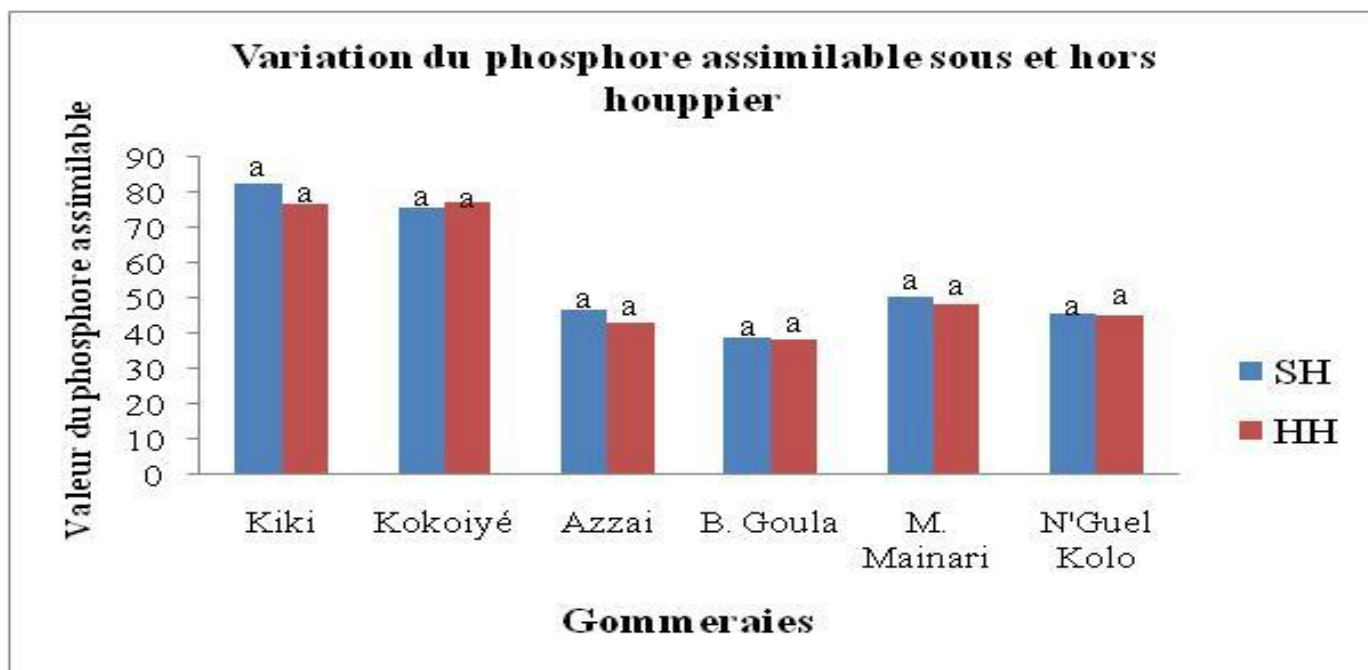


Figure 12 : Variation du phosphore assimilable (P ass) des sols sous et hors houppiers des arbres selon les gommaraies.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : **SH** = sol sous Houppier de l'arbre; **HH** = sol hors houppier (Témoin)

Pour ce qui est de la capacité d'échange cationique (CEC), les variations observées sur l'ensemble des gommaraies à travers la figure 13 ne montrent pas de différences significatives bien que celles-ci soient plus élevées dans la plupart des cas sous houppier comparativement aux sols hors houppier.

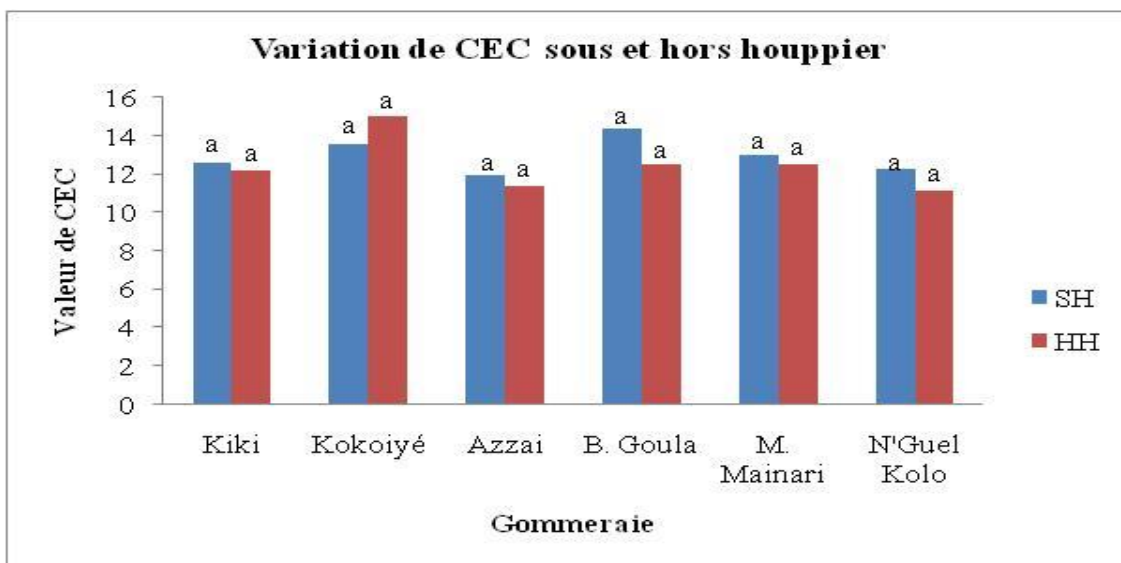


Figure 13 : Variation de la CEC des sols sous et hors houppiers des arbres selon les gommeraies.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : SH = sol sous Houppier de l'arbre; HH = sol hors houppier (Témoin)

Quant aux variations de la somme des bases échangeables S ($S = Ca^{++} + Mg^{++} + Na^{+} + K^{+}$) que montre la figure 14, elles sont plus importantes sous le houppier qu'au niveau des témoins. Cependant, ces variations n'ont pas été significatives entre les sols sous et hors houppier.

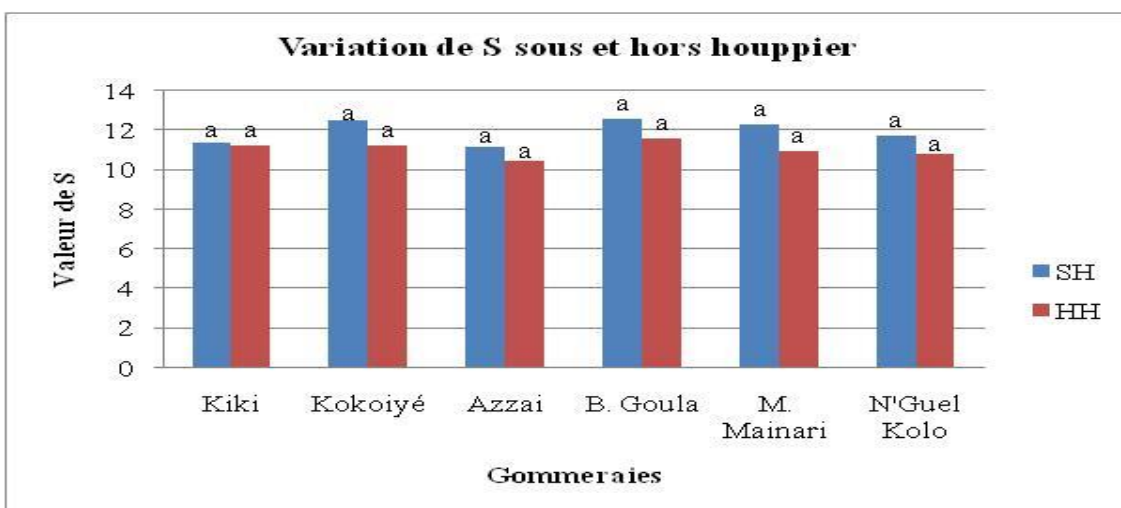


Figure 14 : Variation de S des sols sous et hors houppiers des arbres selon les gommeraies.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Avec : SH = sol sous Houppier de l'arbre; HH = sol hors houppier (Témoin)

3.3.2 Communauté microbienne totale des sols

La figure 15 montre l'activité microbienne totale des sols sous houppier de *A. senegal*. Le test de comparaison des moyennes montre des différences significatives entre toutes les gommeraies et cette activité microbienne totale varie en fonction de la provenance des sols.

Ces résultats montrent que c'est dans la gommeraie de Kiki que l'activité microbienne est la plus élevée contrairement à celle de N'Guel kolo qui a présenté la plus faible valeur.

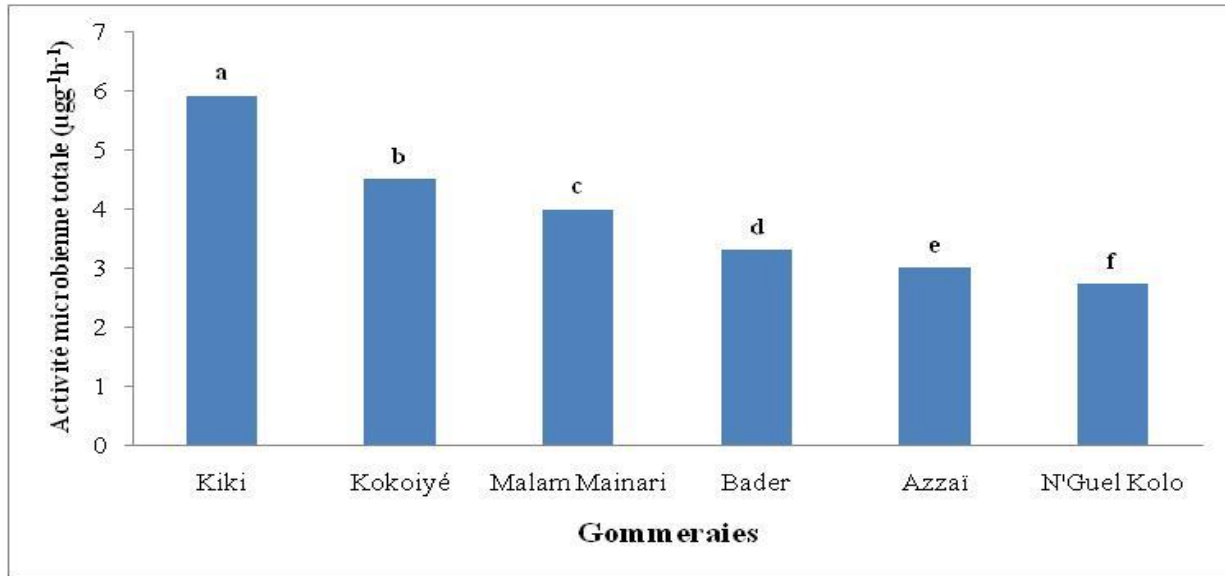


Figure 15: Activité microbienne totale mesurée dans les sols sous houppiers des arbres selon les gommeraies.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

La figure 16 montre l'activité microbienne totale des sols hors houppier. Le test de comparaison des moyennes montre des différences non significatives de l'activité microbienne entre les gommeraies de Kiki et Kokoiyé mais significatives avec elles et les autres gommeraies. Il existe également une différence significative de cette activité microbienne entre la gommeraie de Malam Mainari avec celles de N'Guel Kolo, Azzai et Bader Goula. Cependant, la différence n'a pas été significative entre les gommeraies de N'Guel Kolo, Azzai et Bader Goula.

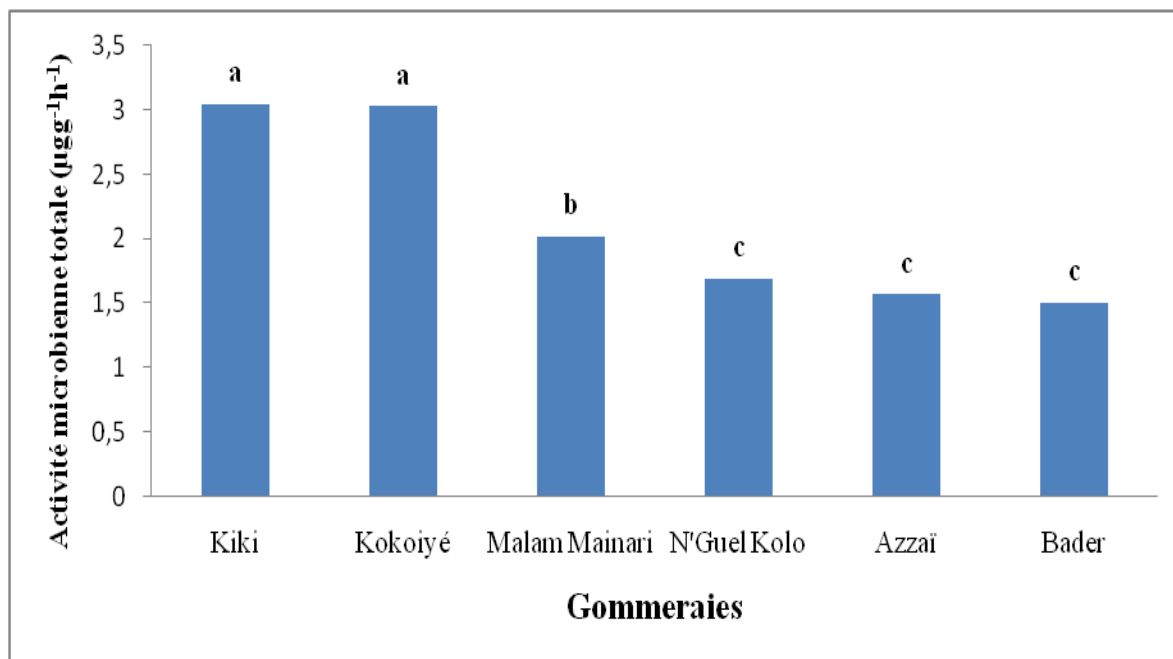
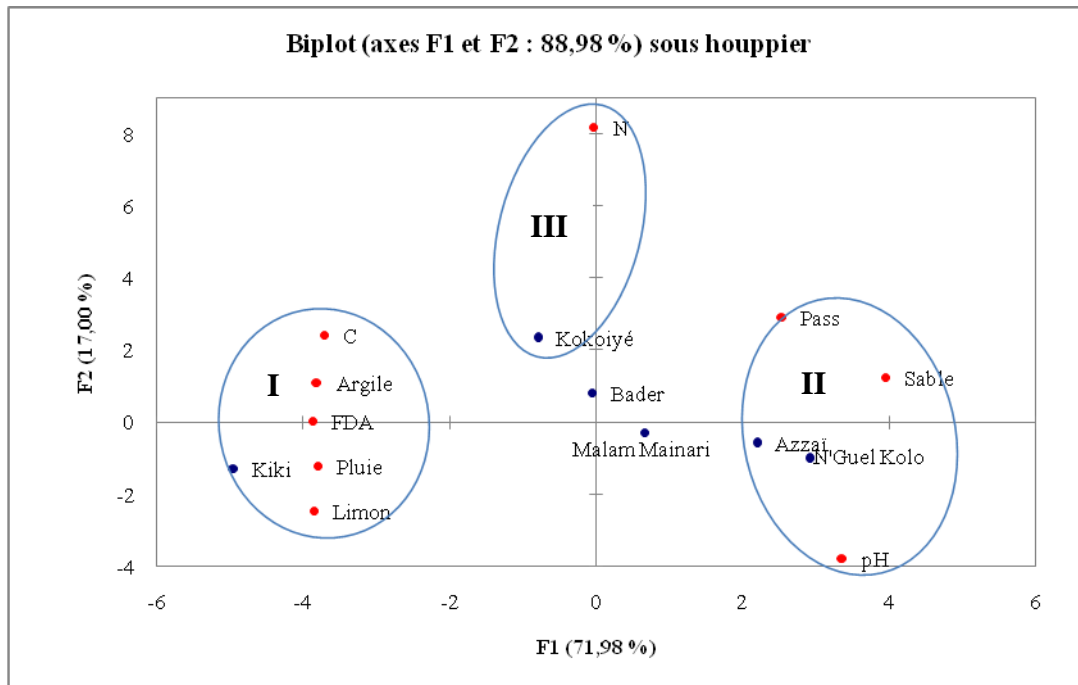


Figure 16: Activité microbienne totale mesurée dans les sols hors houppiers des arbres selon les gommeraies.

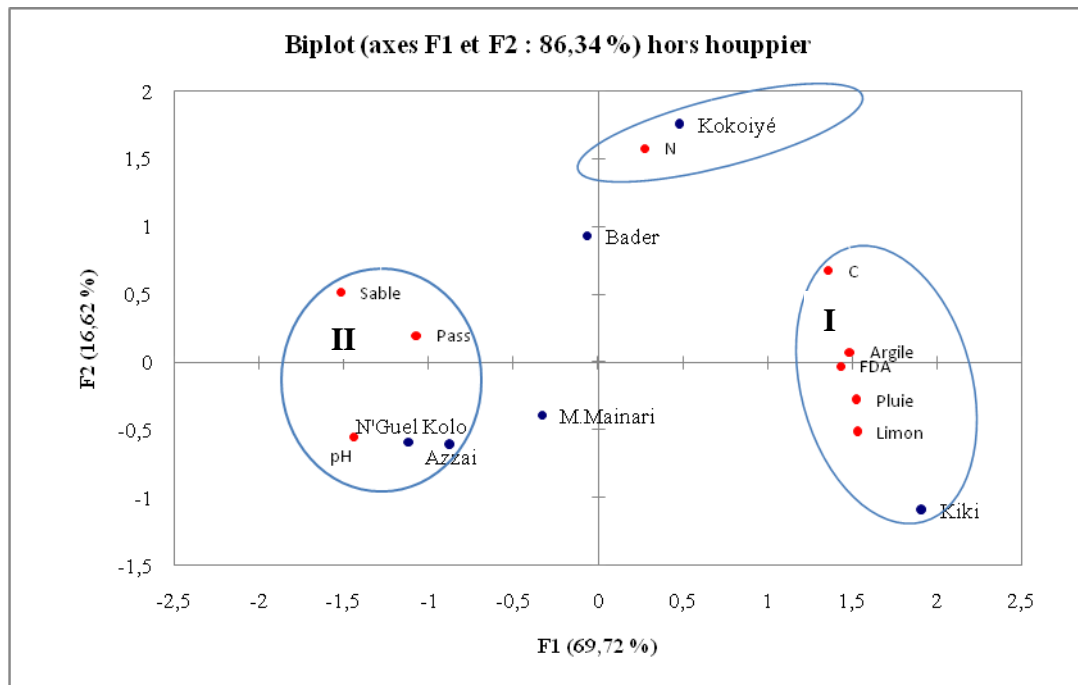
Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

3.3.2.1 Analyses en composantes principales entre l'activité microbienne totale, les paramètres physico-chimiques et la pluviométrie des sites

Les figures 17 et 18 montrent respectivement l'analyse en composantes principales (ACP) des sols sous houppier et hors houppier réalisée à partir des différents paramètres de chacune des gommeraies. Ainsi, l'activité microbienne totale (FDA), la teneur en éléments chimiques (C total, N total, P assimilable, pH) et physiques (limon, argile, sable) et la pluviométrie ont été projetées sur les axes d'une analyse en composantes principales. Les deux premiers axes (F1 et F2) ont expliqué 89,98% et 86,34% de la variance totale des données respectivement pour les sols sous houppier et hors houppier.



Figures 17: Analyses en composantes principales des sols sous houppier sur le plan formé par les deux principaux axes (F1 x F2) réalisées avec différents paramètres des gommeraies.



Figures 18: Analyses en composantes principales des sols hors houppier sur le plan formé par les deux principaux axes (F1 x F2) réalisées avec différents paramètres des gommeraies.

Ces ACP ont montré que l'activité microbienne totale a été relativement influencée par les paramètres physico-chimiques des sols et la pluviométrie. Ainsi, qu'il s'agisse du sol sous houppier ou hors houppier, trois groupes se sont formés à travers ces ACP :

- Un premier groupe représenté par la gomméraie de Kiki où l'activité microbienne totale FDA est positivement liée aux teneurs en argile, limon, carbone et à la pluviométrie des sites.
- Un deuxième groupe formé par les gomméraires de N'Guel Kolo et Azzaï où l'activité microbienne totale est négativement liée à la teneur en sable, au pH et au phosphore assimilable des sols.
- Un troisième groupe formé par la gomméraie de Kokoiyé où l'activité microbienne totale est négativement liée à la teneur en azote des sols.

3.3.2.2 Corrélations entre l'activité microbienne totale, les paramètres physico-chimiques et la pluviométrie des sites

Les Tableaux 15 et 16 présentent respectivement les coefficients de corrélation de Pearson des sols sous houppier et hors houppier entre les paramètres physico-chimiques, la pluviométrie et l'activité microbienne totale. Ainsi, qu'il s'agisse des sols sous houppier ou hors houppier, les résultats montrent une forte corrélation positive entre les teneurs en argile et limons et l'activité microbienne des sols. De même, on observe une corrélation positive entre les teneurs en limons, carbone et la pluviométrie avec l'activité microbienne. Cependant, une corrélation négative a été observée entre la teneur en sable et le pH du sol et l'activité microbienne.

Tableau 15 : Matrice de corrélation de Pearson entre la FDA et les différentes variables physico-chimiques mesurées sur les sols sous houppier des arbres.

Variabes	FDA	pH	C	N	Pass	Argile	Limon	Sable	Pluie
FDA	1								
pH	-0,748	1							
C	0,868	-0,834	1						
N	-0,037	-0,479	0,304	1					
Pass	-0,404	0,468	-0,514	0,219	1				
Argile	0,979	-0,757	0,929	0,100	-0,375	1			
Limon	0,922	-0,657	0,775	-0,285	-0,678	0,867	1		
Sable	-0,971	0,714	-0,854	0,154	0,592	-0,942	-0,984	1	
Pluie	0,878	-0,791	0,779	-0,133	-0,664	0,803	0,922	-0,908	1

Tableau 16 : Matrice de corrélation de Pearson entre la FDA et les différentes variables physico-chimiques mesurées sur les sols hors houppier des arbres.

Variabes	FDA	pH	C	N	Pass	Argile	Limon	Sable	Pluie
FDA	1								
pH	-0,884	1							
C	0,626	-0,795	1						
N	0,093	-0,488	0,545	1					
Pass	-0,279	0,451	-0,599	-0,081	1				
Argile	0,900	-0,813	0,835	0,149	-0,396	1			
Limon	0,826	-0,732	0,665	-0,147	-0,692	0,844	1		
Sable	-0,831	0,710	-0,688	0,159	0,648	-0,884	-0,993	1	
Pluie	0,807	-0,824	0,667	0,024	-0,737	0,758	0,956	-0,919	1

3.4 Discussion partielle

Les résultats obtenus au cours de cette étude montrent des teneurs en éléments chimiques plus élevés au niveau des sols sous houppiers des arbres *A. senegal* comparativement aux sols hors houppier. Cette étude a mis en évidence que la teneur en carbone organique des sols est plus élevée sous les arbres par rapport aux témoins. Ce qui pourrait être le résultat d'une addition

continue de la matière organique des arbres (Prinsley & Swift, 1994 ; Belsky *et al.*, 1993). Des résultats similaires ont été trouvés sous l'espèce *A. senegal* (El Tahir *et al.*, 2004 ; Daldoum & Nimer, 2002; Deans *et al.*, 1999) et sous d'autres espèces d'arbres pérennes (Kumar *et al.*, 1998; Jaiyeoba, 1996; Prinsley & Swift, 1994 ; Belsky *et al.*, 1993). Ces résultats montrent l'effet positif de l'arbre *A. senegal* sur le sol grâce à la litière produite mais aussi par la plus forte concentration de microorganismes se trouvant sous houppier aux horizons 0-25 cm (Sarr & Lesueur, 2006). Concernant l'azote N, sa teneur est dans la plupart des cas < 0,05% traduisant un très bas niveau d'azote dans ces sols (Euroconsult, 1989). Par contre, la teneur plus élevée en N sous houppier pourrait être attribuée à la fixation biologique de l'azote, à la décomposition des résidus d'arbres et à la poussière atmosphérique emprisonnée par l'arbre (El Tahir *et al.*, 2009). Le phosphore assimilable quant à lui présentant des valeurs plus élevées sous houppier pourraient être dues à la minéralisation de la matière organique dans le sol et de la symbiose racinaire de *A. senegal* avec les champignons mycorhiziens. Ainsi, les fortes valeurs du phosphore assimilable (jusqu'à 82,39 mg/kg) observées dans la gomméraie de Kiki pourraient s'expliquer par un bon développement de la biomasse racinaire et donc de l'enracinement des arbres du fait de la relative bonne pluviométrie (629 mm) enregistrée sur ce site. En effet, les résultats rapportés par Radersma (1996) indiquent que l'humidité du sol permet une bonne diffusion du phosphore disponible dans le sol en direction des racines facilitant ainsi son absorption. Quant à la capacité d'échange cationique CEC, le fait que ses valeurs soient plus élevées sous houppier par rapport aux témoins serait lié à une bonne décomposition de la litière du fait de l'intense activité biologique sous les houppiers. En effet, la CEC est corrélée au degré de décomposition de la matière organique (Euroconsult, 1989).

Concernant l'activité microbienne totale des sols, nos résultats ont montré une augmentation de celle-ci dans les sols sous houppier de *A. senegal* comparativement aux sols hors houppier. Ces résultats sont conformes à ceux trouvés par Bakhoum (2012) qui a montré que *A. senegal* améliore les caractéristiques microbiologiques du sol rhizosphérique à travers la rhizodéposition et la décomposition de leur matière organique. En outre, les travaux de Fall *et al.* (2012) ont montré une influence positive de la rhizosphère de *A. senegal* sur la biomasse microbienne du sol et que celle-ci est plus élevée à proximité du pied de l'arbre *A. senegal*. Selon Acosta-Martinez *et al.* (2008), les activités enzymatiques plus élevées dans les sols sous houppier sont dues à une biomasse microbienne active (les enzymes intracellulaires) ou à une plus grande production

d'enzymes par la biomasse microbienne (enzymes extracellulaires). Quant à Acosta-Martinez *et al.* (2008) et Klose & Tabatabai (1999), cela peut être dû à l'action combinée des enzymes intracellulaires et extracellulaires. Une telle production d'enzymes s'expliquerait par le fait que c'est sous houppier qu'il a été observé la plus grande quantité de matière organique du fait de la chute des branches, gousses et feuilles mais aussi par la création sous le houppier d'un microclimat favorable favorisant le développement des microorganismes du sol. De plus, l'augmentation de l'activité microbienne pourrait être corrélée à la rhizodéposition. Dans cette optique, Yang *et al.* (2000) et Lynch & Whipps (1990) ont montré que la diversité et le nombre des microorganismes dans la rhizosphère sont largement déterminés par la composition et la concentration des exsudats racinaires excrétés par les plantes. Ces modifications du sol rhizosphérique par les exsudats racinaires peuvent influencer l'abondance des populations microbiennes telluriques. Pour Castro-Sowinski *et al.* (2007), l'aspect le plus prononcé de l'effet rhizosphère sur le sol est que la taille et l'activité de la population microbienne augmentent proche de la racine. Pour Rouatt & Katznelson (1961) la diminution du nombre de microorganismes dans le sol est proportionnelle à la distance par rapport aux racines. C'est ce qui expliquerait l'activité microbienne plus importante sous houppier que hors houppier mesurée dans notre étude. En effet, la rhizosphère est considérée comme étant une zone d'activité microbienne accrue où les racines des plantes transfèrent jusqu'à 17% de leur photosynthétat, la majorité étant disponible pour la communauté microbienne du sol augmentant ainsi potentiellement le nombre de microorganismes présents dans cette zone (Nguyen, 2003 ; Salt *et al.*, 1998). Bodelier *et al.* (1997) ont estimé que les microorganismes présents dans le sol rhizosphérique sont de 19 à 32 fois plus nombreux que dans le sol hors d'influence de la plante. Selon Allison & Vitousek (2004), Waldrop *et al.* (2000), Sinsabaugh *et al.* (1991), la qualité de la matière organique et la composition de la communauté microbienne du sol pourraient être le facteur influençant la production relative des enzymes du sol.

L'analyse en composantes principales a montré une corrélation positive entre l'activité microbienne totale et la teneur en argile des sols. En revanche, la corrélation entre l'activité microbienne et la teneur en sable est négative. Ces résultats suggèrent une corrélation entre la composition physico-chimique du sol et l'activité enzymatique. Ce qui expliquerait le fait que l'activité microbienne a été plus importante dans la gommaraie de Kiki et plus faible à N'Guel Kolo, les deux sites ayant respectivement les teneurs les plus élevées en argile et les plus faibles

en sable. En effet, les sols argileux ont tendance à former un complexe argilo-humique pouvant s'associer plus avec les éléments chimiques du sol issus de la décomposition de la matière organique. Donc plus le sol est riche en argile, plus il forme des microagrégats qui sont réputés être des niches pour les microorganismes (Bakhoum *et al.*, 2012). Dick *et al.* (1996) ont montré que de nombreuses activités enzymatiques du sol augmentent avec la teneur en argile car les sols argileux sont reconnus pour leur richesse en nutriments. Bakhoum *et al.*, (2012) ont également montré que l'activité microbienne varie en fonction des types de sols et est plus élevée sur les sols ayant des teneurs élevées en argile. L'argile assure la protection de la matière organique et des enzymes et peut influencer l'état biologique du sol. Les enzymes peuvent s'adsorber sur les particules colloïdales argileuses ou s'associer avec les substances humiques de la matière organique et permettre la stabilisation des sols. Shi *et al.* (2006) et Turner *et al.* (2002) ont montré l'influence des propriétés du sol sur l'activité de la β -glucosidase. Wan & Chen (2004) ont quant à eux montré que les propriétés physico-chimiques du sol influencent l'activité des enzymes du sol. Certains auteurs considèrent la partie physique du sol comme étant responsable de la variation de la structure de la communauté microbienne du sol. C'est ainsi que Gonzalez-Acosta *et al.* (2006) ont affirmé que la taille des particules du sol affecte non seulement la biomasse bactérienne, mais détermine également la structure de ces communautés. Bashan *et al.* (1995) et Fages (1992) estiment que les paramètres tels que le pourcentage d'argile et la texture du sol influencent la survie et la prolifération des bactéries dans le sol. L'ACP a également montré une corrélation positive entre l'activité microbienne et le carbone du sol confirmant ainsi les résultats de Rovira (1965) qui stipulent que les microorganismes de la rhizosphère sont stimulés par les apports carbonés des plantes et parle ainsi de «l'effet rhizosphère». On a aussi observé une corrélation positive entre l'activité microbienne totale et la pluviométrie. Ce qui expliquerait le fait que cette activité microbienne a été plus importante dans la gommaraie de Kiki qui bénéficie d'une pluviométrie et d'une teneur en argile supérieures contrairement à la gommaraie de N'Guel Kolo où la pluviométrie est faible combinée à une forte teneur en sable. En effet, Schnurer *et al.* (1986) et Bottner (1985) ont montré que la taille de la biomasse microbienne du sol est affectée par les variations de l'humidité du sol. Quant à Harris (1981) et Reid (1980), ils rapportaient que plusieurs microorganismes telluriques sont sensibles à la faible teneur en eau du sol.

3.5 Conclusion partielle

Cette étude a permis de mettre en évidence l'influence positive de l'arbre *A. senegal* sur la fertilité des sols dans toutes les gomméraires du Niger. En effet, les mesures quantitatives et qualitatives de certains paramètres chimiques de fertilité des sols (pH, C, N, CEC, P, et S) ont permis de constater que le sol se trouvant sous le houppier de l'arbre est relativement plus riche en éléments nutritifs. Cela pourrait s'expliquer d'une part, par le fait que *A. senegal* est une légumineuse donc capable à l'aide de la symbiose au niveau racinaire avec les rhizobiums et les champignons mycorhiziens d'obtenir les éléments nécessaires pour son développement. Cette symbiose aurait stimulé le développement important d'une grande diversité de colonies microbiennes source d'azote, et de phosphore dans le sol. Aussi, certains éléments chimiques tels que l'azote et le phosphore pourraient provenir soit de la décomposition de la matière organique d'origine végétale ou bien de la microflore du sol. D'autre part, les dépôts secs et humides des matières organiques sur la frondaison de l'arbre ; la diminution de l'érosion, du lessivage et du ruissellement sous l'arbre ; l'absorption et le recyclage des éléments nutritifs ; et la concentration de crottes d'animaux venant s'alimenter en gousses ou bien se reposer sous l'arbre pourraient contribuer à l'amélioration de la fertilité de ces sols. Les mesures quantitatives et qualitatives des paramètres de fertilité ont permis de mettre en évidence un impact positif de l'arbre sur le sol rhizosphérique. L'augmentation de la biomasse microbienne considérée comme un bon indicateur de la fertilité des sols peut influencer positivement la fertilité des sols. Une meilleure valorisation de cette ressource permettra le développement de l'agroforesterie à travers l'association *A. senegal*-culture vivrières dans les gomméraires. Les pratiques agroforestières pourraient ainsi augmenter la diversité végétale, contrôler l'érosion des sols et séquestrer le carbone organique.

Étant donné que *A. senegal* est une légumineuse symbiotique, il serait important de déterminer la diversité des microorganismes symbiotiques (champignons et rhizobia) qui lui sont associés. Les chapitres 4 et 5 traiteront de ces aspects symbiotiques.

Chapitre IV : Diversité des champignons endomycorhiziens associés à *Acacia senegal* dans les bassins gommiers au Niger.

4.1 Introduction

Le terme mycorhize vient du grec *mycor* qui signifie champignon et *rhiz* qui signifie racine (Garbaye, 2013). C'est une association symbiotique entre certaines espèces de champignon et les racines de certaines espèces de plantes. En d'autres termes, c'est une racine colonisée par un champignon mycorhizien qui en a modifié la morphologie. Les organes mixtes racines-champignon sont appelés mycorhizes (Garbaye, 2013). Cette association est basée sur des échanges réciproques entre la plante et le champignon. Les mycorhizes constituent des partenaires essentiels dans la relation sol-plantes-microorganismes (Sanon, 2009). Ils permettent à la plante d'explorer un plus large volume de sol. Les champignons mychoriziens arbusculaires (CMA) s'associent aux racines des végétaux pour contribuer à améliorer l'utilisation de l'eau et des nutriments, notamment ceux qui ont une faible mobilité dans le sol tels que le phosphore, le zinc et le cuivre (Soumaré, 2013). Certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement sans la symbiote fongique dont elles sont fortement dépendantes et avec qui elles ont co-évolué (Gobat *et al.*, 2003; Brundrett, 1991 ; Janos, 1980). Les racines de plus de 80 % des espèces de plantes vasculaires présentent ou sont susceptibles de présenter des symbioses mycorhiziennes (Smith & Read, 1997).

Dans la zone sahélienne, les mycorhizes arbusculaires constituent l'association symbiotique la plus fonctionnelle (Diop *et al.*, 1994 ; Ducouso, 1991), ce qui expliquerait l'adaptation des espèces sahéliennes à la zone aride. L'étude de la diversité et de l'abondance (densité de spores) des CMA permet d'apprécier le potentiel infectieux mycorhizien d'un sol. En effet, la qualité des sols est étroitement liée à ses propriétés biologiques notamment sa richesse en propagules mycorhiziennes (Duponnois *et al.*, 2010). Des études ont montré que le type de sol influence la diversité et la densité des CMA et que certaines espèces étaient spécifiques à un type de sol donné (Oehl *et al.*, 2010).

Au Niger, les champignons endomycorhiziens associés à *A. senegal* ont fait l'objet de peu d'études. L'objectif visé à travers ce chapitre est d'une part, d'évaluer la densité et la diversité des spores des CMA dans les sols des différentes gomméraires et, d'autre part, d'apprécier la diversité des champignons à partir des racines de ces arbres.

4.2 Matériel et méthodes

4.2.1 Prélèvement de sol et racines

Des échantillons de sols rhizosphériques ont été prélevés autour du tronc de l'arbre *Acacia senegal* dans chaque gomméraie. Chaque échantillon de sol est constitué d'un mélange composite de prélèvements sous dix pieds d'arbres différents pris au hasard. Le prélèvement de sol est effectué à la profondeur 0-25cm. Des racines fines ont été collectées en même temps que le sol.

4.2.2 Extraction des spores

L'extraction des spores est faite selon la méthode de tamisage humide décrite par Gerdemann & Nicholson, (1963) sur des sols prélevés dans les différentes gomméraires.

Un échantillon de 100 g de sol est mis en suspension dans 500 ml d'eau courante et remué pendant 1 mn. Après 10 à 30 secondes de décantation, le surnageant est passé à travers une série de 2 tamis de mailles différentes (500 μ m et 50 μ m). L'opération est répétée deux fois.

Le dépôt du tamis 500 μ m est rejeté car constitué de débris et contient rarement des spores. Le dépôt du tamis 50 μ m contenant le maximum de spores est récupéré avec un peu d'eau courante à l'aide d'une pissette et transféré dans des tubes à centrifuger. Après une première centrifugation à 2000 RPM (Rotation Par Minute) pendant 5 mn, le surnageant et les débris sont rejetés et le culot est suspendu dans une solution de saccharose à 50%. On procède à une agitation puis une deuxième centrifugation pendant 1 mn à 2000 RPM afin de concentrer les spores et de réduire la présence de particules de sol et des fragments racinaires.

Les spores sont contenues dans le surnageant qui est de nouveau passé à travers le tamis de 50 μ m de maille et le culot rejeté. Les spores dans le tamis sont rincées à l'eau courante pour éliminer le saccharose et recueillies dans un bêcher de 10ml. Les spores mises en suspension dans l'eau sont passées à la loupe pour être dénombrées.

4.2.3 Dénombrement des spores

L'estimation du nombre de spores a été effectuée par comptage sous une loupe binoculaire du nombre de spores contenu dans 1 ml du surnageant et par extrapolation à 10 ml (volume total). Les spores sont caractérisées par type en fonction de la couleur et de la forme. Chaque type de spore est reconnu et compté. Le nombre moyen de spores est exprimé pour 100 g de sol sec.

L'abondance relative (**AR**) des spores est déterminée suivant la formule de Johnson *et al.*, (1991) suivante :

AR = [(nombre total de spores observées d'une espèce dans tous les sites/nombre total de spores observées dans tous les sites) x 100].

4.2.4 Mesure de la fréquence et de l'intensité de mycorhization

Des racines de *Acacia senegal* ont été prélevées dans les différentes gommeraies. Les racines fines sont coupées en des fragments de 1cm de longueur et ont successivement séjourné pendant 1 heure dans une solution de KOH (10% à 90°C), 5 minutes dans H₂O₂ (10%), environ 3 minutes dans du HCl (1%) et enfin colorées pendant 5 minutes dans du bleu trypan (0,5%) (Phillips & Haymann, 1970) (Annexe N°2). Pour chaque gommeraie, des fragments racinaires de 1cm de longueur après coloration au bleu trypan sont déposés entre lame et lamelle dans du glycérol (50%) (Kormanik & McGraw, 1982) et observées au microscope. Au total 150 fragments racinaires ont été observés par gommeraie. Pour chacun des fragments, la présence ou l'absence d'infection (vésicule, spore et/ou arbuscule, hyphes) est évaluée (Photo 1).

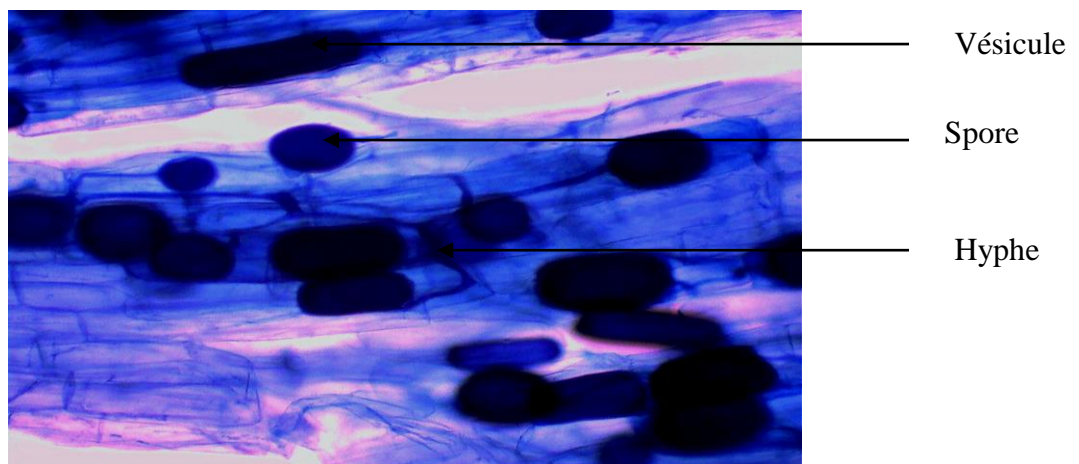


Photo1 : Racine de *A. senegal* colorée au bleu de trypan présentant des vésicules, spores et hyphes (observation au microscope au grossissement x100).

L'intensité de mycorhization (M), la fréquence de mycorhization (F) et la teneur en arbuscules (A) du cortex du système racinaire de chaque sol sont évaluées après observation au microscope.

Les pourcentages d'infection sont cotés de 0 à 5. Chaque cote correspond à une classe de pourcentage d'infection : cote 0 : 0% (pas d'infection); cote 1: 0 à 1% (trace) ; cote 2 : moins de 10% ; cote 3: de 11% à 50% ; cote 4: de 51% à 90% ; cote 5: > 90% (Figure 18).

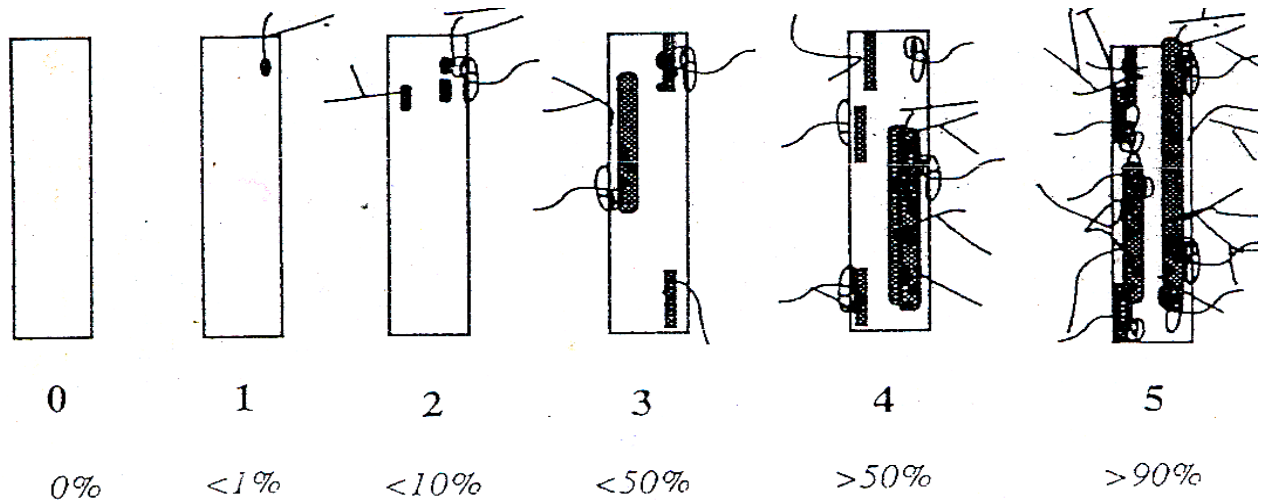


Figure 19: Pourcentage d'infection d'une racine endomycorhizée

La fréquence F (%) et l'intensité M (%) de mycorhization du système racinaire ainsi que la teneur en arbuscules (A) sont calculées selon les formules suivantes (Trouvelot *et al.*, 1986) :

- $F (\%) = 100(N-n_0)/N$ Où N est le nombre de fragments observés et n_0 le nombre des fragments racinaires sans trace de mycorhization ;
- $M(\%) = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1)/N$ Avec :

n_5 = nombre de fragments correspondant au cote 5

n_4 = nombre de fragments correspondant au cote 4

n_3 = nombre de fragments correspondant au cote 3

n_2 = nombre de fragments correspondant au cote 2

n_1 = nombre de fragments correspondant au cote 1

- $A (\%) = a \times M/100$ où a = abondance arbusculaire mycorhiziennes dans les fragments racinaires.

4.2.5 Traitement des données

Le logiciel MycoCalc a été utilisé pour calculer la fréquence, l'intensité de mycorhization et la teneur en arbuscules. Le logiciel XLSTAT 2014 a été utilisé pour l'analyse ANOVA et la détermination des corrélations entre les variables évaluées. Quant aux figures, elles ont été faites avec le logiciel Excel.

4.3 Résultats et discussion

4.3.1 Résultats

4.3.1.1 Densité des spores

La quantité de spores par 100 g de sol varie entre 187 et 427 respectivement pour les gommeraies de Bader Goula et Kiki (Tableau 17).

Tableau17 : Densité des spores dans les sols des différentes gommeraies

Gommeraies	Densité (spores/100g de sol)
Kiki	427a
Kokoyé	245ab
Bader Goula	187b
Azzaï	218ab
Malam Maïnari	273ab
N’Guel Kolo	227ab

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Sept types de spores ou morphotypes ont été observés. Il s’agit des spores de couleur noire, jaune, blanche, marron, marron-gris-noir, marron-noire et blanche-marron. Les morphotypes noire, jaune, blanche, marron sont les plus fréquents dans les différents sols (Tableau 18). Le morphotype noir est le plus abondant dans toutes les gommeraies. Sa densité varie entre 202 spores/100g de sol sec pour la gommeraie de Kiki et 67 spores/100g de sol sec pour celle de Bader Goula. Les autres morphotypes (marron-noir-gris, marron-noir et blanche-noir) sont les moins abondants et sont présents ou absents d’une gommeraie à une autre et ont les plus faibles densités des spores. Cependant, c’est seulement dans la gommeraie d’Azzaï qu’on rencontre tous les 7 morphotypes spores.

Tableau 18 : Densité des morphotypes des spores dans les sols des différentes gommeraies

Gommeraies	Densité par morphotypes (spores/100g de sol)						
	Jaune	Noire	Blanche	Marron	Marron- noir-gris	Marron- noir	Blanche- noir
Kiki	35	202	58	118	3	0	11
Kokoyé	11	105	19	101	0	0	9
Bader Goula	28	71	10	62	9	7	0
Azzaï	9	85	20	79	5	7	13
M. Mainari	16	113	22	97	0	14	11
N’Guel Kolo	14	108	15	81	0	5	4

4.3.1.2 Corrélation entre la densité des spores et la fertilité des sols

Le tableau 19 présente la corrélation entre la densité des spores (r) et la teneur des sols en azote (N), carbone (C), phosphore total (P tot) et en phosphore assimilable (P ass) ainsi que la probabilité (p) associée à ce test. Il existe une corrélation entre densité des spores et la teneur phosphore (positive avec le phosphore total, $r = 0,607$ et négative avec le phosphore assimilable, $r = -0,765$). Cependant, les probabilités associées à ce test n’ont pas été significatives ($p = 0,202$ et $0,077 > p = 0,05$) au seuil de 5% de Newman-Keuls.

Tableau 19 : Coefficient de corrélation de Pearson entre la densité des spores et la fertilité des sols

Densité spores	N (%)	C (%)	P tot (ppm)	P ass (ppm)
r	-0,49	-0,36	0,61	-0,77
p	0,32	0,48	0,202	0,077

4.3.1.3 Corrélation entre la densité des spores et l'intensité de mycorhization

Le tableau 20 montre qu'il existe une corrélation négative entre densité des spores et l'intensité de mycorhization ($r = -0,58$). Cependant, cette corrélation n'est pas significative car la probabilité associée à ce test est $p = 0,226 > p = 0,05$ au seuil de 5% de Newman-Keuls.

Tableau 20 : Coefficient de corrélation de Pearson entre la densité des spores et l'intensité de mycorhization (M).

Densité spores	Intensité de mycorhization (M)
r	-0,58
p	0,226

4.3.1.4 Abondance relative des types de spores

L'abondance relative des différents types de spores rencontrés dans les gomméraires est présentée par la figure 20.

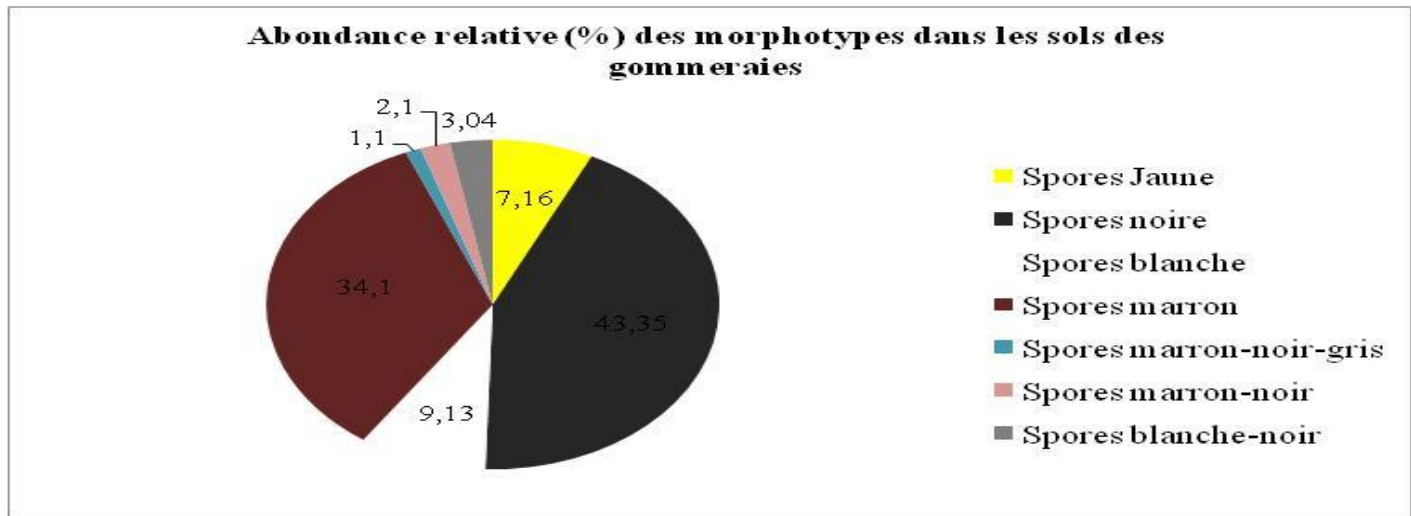


Figure 20 : Abondance relative (%) des morphotypes dans les sols des gomméraires

Les morphotypes de couleur noire sont les plus abondantes dans l'ensemble des gomméraires avec 43,35%. Puis viennent ceux de couleur marron, blanche et jaune avec respectivement 34,1%, 9,13% et 7,16%. La densité des morphotypes marron-noir-gris, marron-noir et blanche-noir reste quant à elle très faible.

4.3.1.5 Diversité des glomales dans les sols

La présence de certaines structures caractéristiques comme l'hyphe suspenseur a permis de classer les spores en genres. Ainsi, deux genres appartenant tous au phylum des Gloméromycètes ont pu être identifiés à travers notre étude. Il s'agit de: *Glomus* et *Gigaspora*. Le genre *glomus* a été le plus rencontré dans tous les sols (plus de 90%).

- *Glomus*

Les spores de ce genre sont le plus souvent en grappes (sporocarpe) ou solitaires. La présence de l'hyphe suspenseur qui relie la spore au mycélium est un élément caractéristique de ce genre (Photo2).

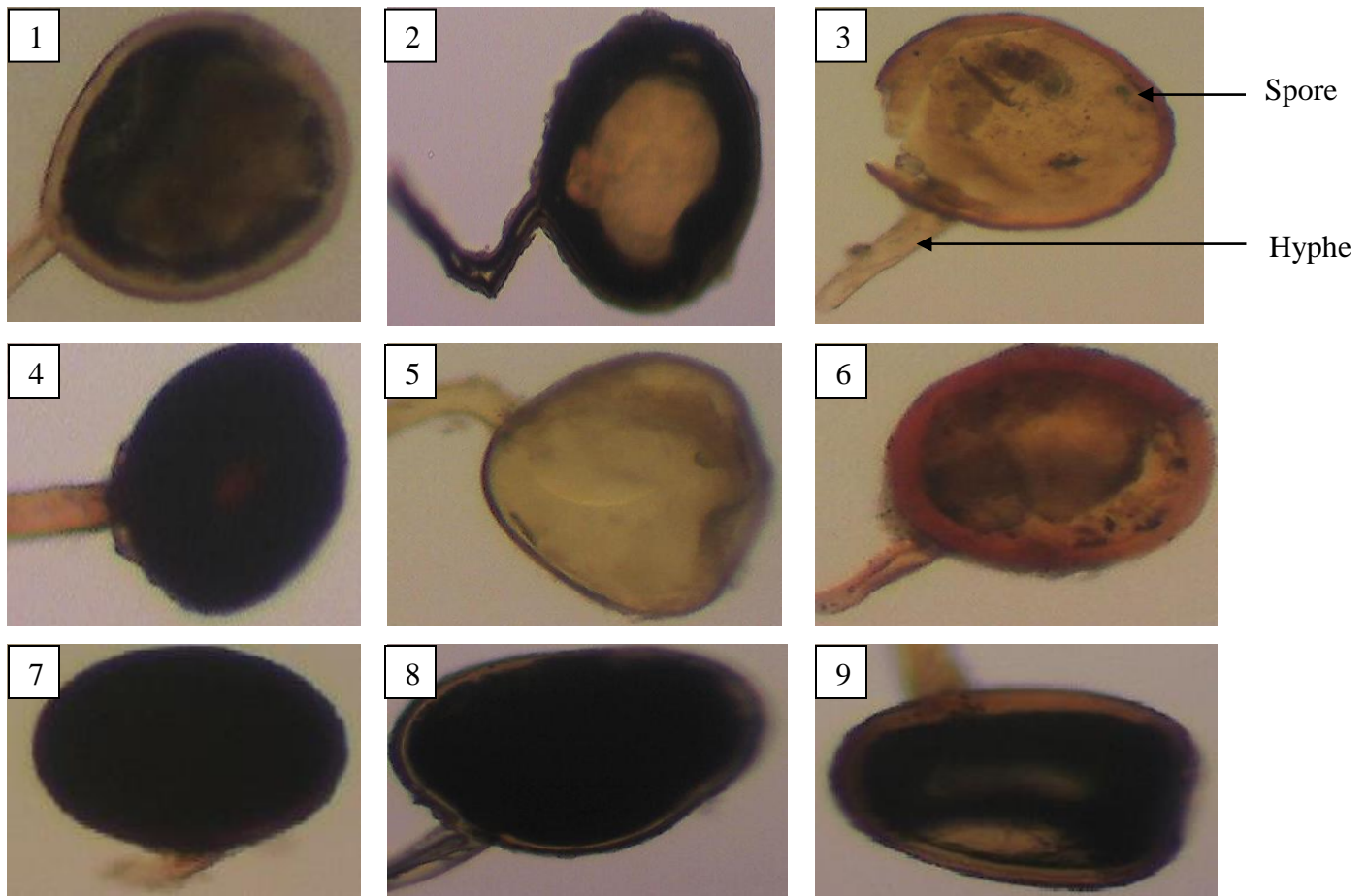


Photo2. Spores du genre *Glomus* observées au grossissement X100

- *Gigaspora*

Les spores du genre *Gigaspora*, dites «giant spore» selon l'étymologie du mot, sont des spores de grand diamètre. Ce sont des spores solitaires et l'hyphe suspenseur présente la morphologie de bulbe (Photo3).

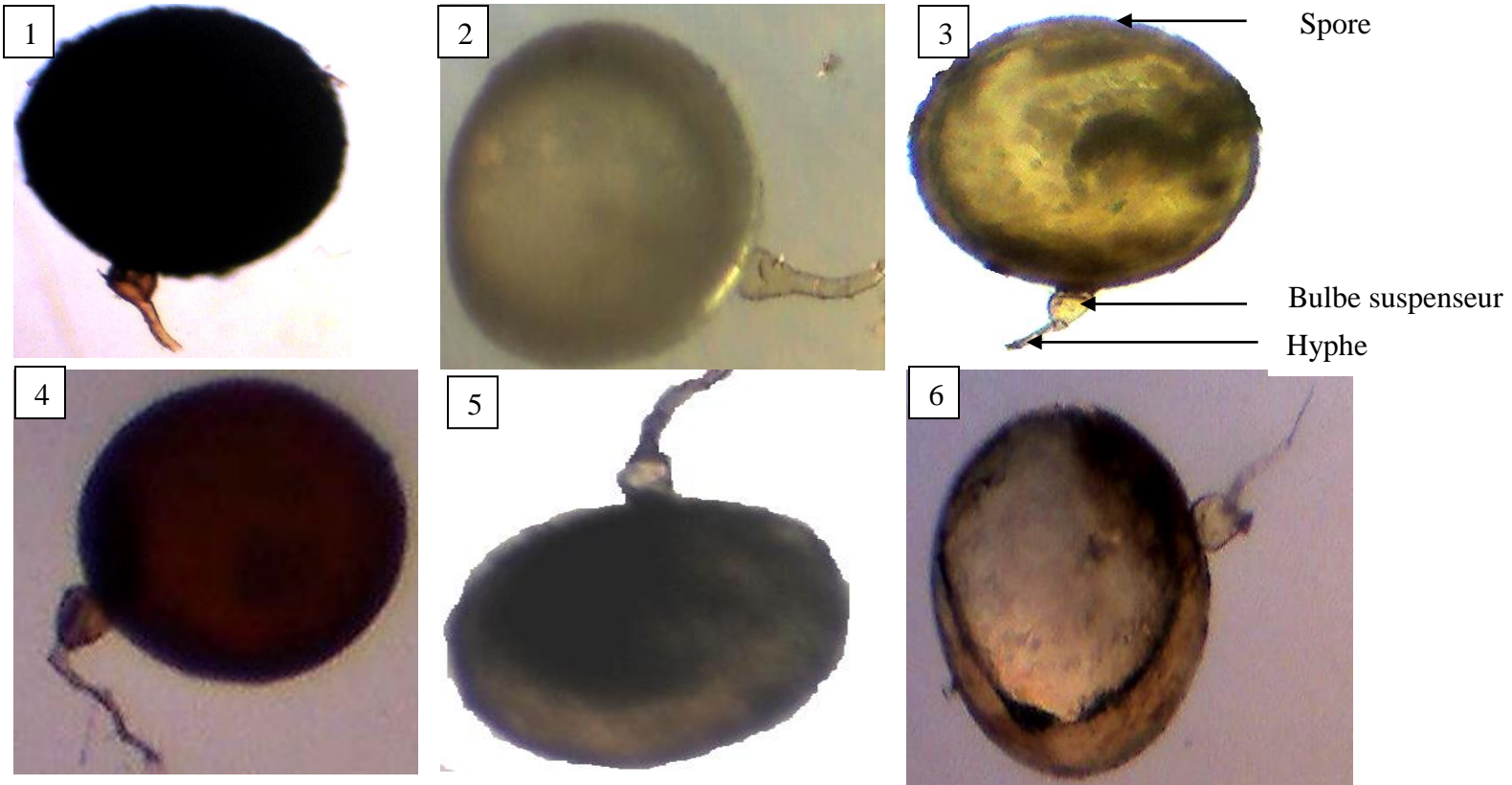
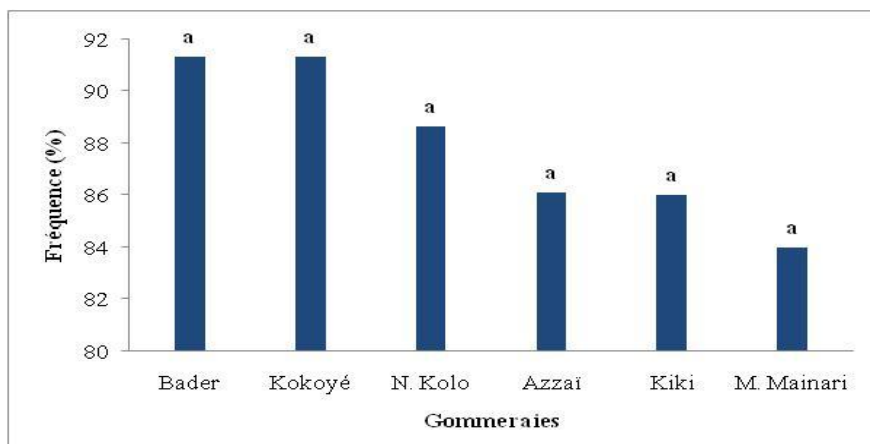


Photo3. Spores du genre *Gigaspora* observées au grossissement X100

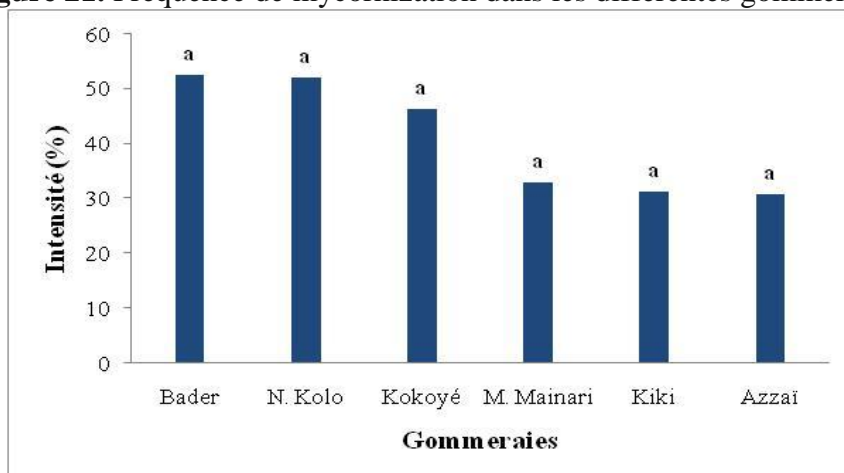
4.3.1.6 Mycorhization naturelle de *Acacia senegal*

La fréquence et l'intensité de mycorhization de même que la teneur en arbuscules de *A. senegal* sont présentées à travers les figures 21 à 23.



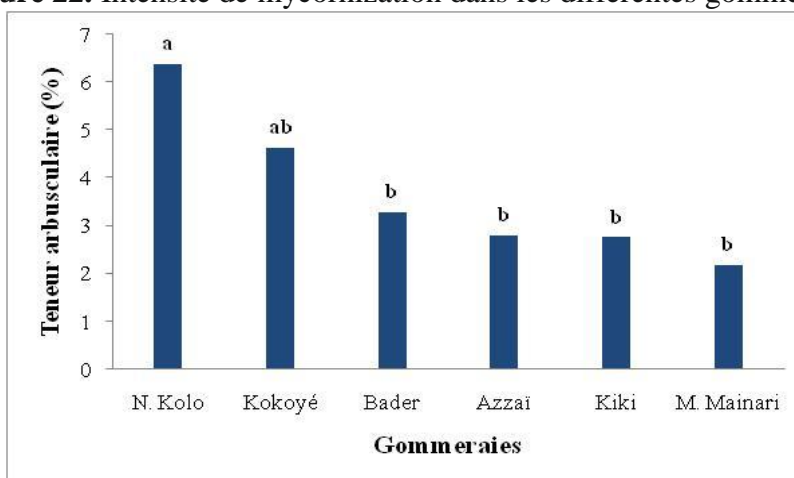
Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Figure 21. Fréquence de mycorhization dans les différentes gommeraies



Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Figure 22. Intensité de mycorhization dans les différentes gommeraies



Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Figure 23. Teneur en arbuscules dans les différentes gommeraies

La fréquence de mycorhization est forte dans tous les sites et varie de 84 à 91,33%. L'intensité de mycorhization est moyenne variant de 30,84% (gommeraie d'Azzai) à 52,67% (gommeraie de Bader). Cependant, les différences n'ont pas été significatives au seuil de 5% du test de Newman Keuls entre les différents sites pour la fréquence et l'intensité de mycorhization. Quant à la teneur en arbuscules, elle est plutôt faible et varie de 2,19% à 6,38% respectivement pour les gommeraies de Azzai et de N'Guel Kolo. Cependant, il existe une différence significative des teneurs en arbuscules entre la gommeraie de N'Guel Kolo et les autres gommeraies sauf pour le site de Kokoiyé.

4.3.2 Discussion partielle

L'espèce d'arbre *A. senegal* est naturellement endomycorhizé. Ce qui est conforme aux premières observations sur les mycorhizes vésiculo-arbusculaires de la rhizosphère de quelques spermatophytes sahéliennes faites par Ibrahim (1994). *A. senegal* est une plante bien mycorhizogène avec une fréquence naturelle de mycorhization supérieure à 80% dans toutes les gommeraies étudiées. Cela pourrait s'expliquer par l'habilité des champignons présents dans ces sols à s'associer aux arbres (Ingleby *et al.*, 1996) donc à *A. senegal* dans notre cas. L'intensité de mycorhization (M) plutôt moyenne pourrait être attribuée aux conditions environnementales entre les différentes gommeraies. En effet, la température, le pH, le taux d'humidité ainsi que la disponibilité du phosphore du sol, affectent considérablement le développement de mycorhizes (Dalpé, 1997).

Ces taux de mycorhization obtenus à travers de cette étude sont proches de ceux obtenus par Diagne & Ingleby, (2003) sur des espèces de *Acacia* au Sénégal (entre 39 et 56%). Cette intensité de mycorhization bien que moyenne dans certains cas (N'Guel Kolo et Bader) peut jouer un rôle important dans la stabilisation des sols car l'accroissement de la stabilité des agrégats des sols serait liée à la croissance des hyphes dans le sol (Degens *et al.*, 1999). La faiblesse de l'infection observée ($M < 40\%$) dans certains cas pourrait s'expliquer par la pauvreté des sols en éléments chimiques principalement en N, P, K (Diagne & Ingleby, 2003) car l'efficacité de la mycorhization dépend des caractéristiques chimiques du sol (Pons et Gianinazzi-Pearson, 1984). Selon Guissou (2001), la faible disponibilité en phosphore dans le sol favorise le développement des mycorhizes du fait qu'un sol riche en phosphore a une

colonisation de mycorhizes plus faible. Cependant, pour Ibrahim (1994), il n'y a pas de corrélation entre intensité de mycorhization et les propriétés physico-chimiques du sol.

Concernant la teneur en arbuscules faible dans toutes les gomméraires, elle s'expliquerait par leur grande fugacité (Harley & Smith, 1983).

Deux genres de spores ont pu être identifiés grâce à la présence de certaines structures caractéristiques. Les structures caractéristiques permettant d'identifier les spores sont la couleur, la forme, la présence de sac sporifère, de pore de germination, de bulbe suspenseur (Bâ *et al.*, 1996). Cependant, la perte de certaines de ces structures caractéristiques probablement au cours du processus d'extraction des spores a rendu difficile l'attribution de certains morphotypes à un genre. D'où l'impossibilité d'identifier les spores sur la seule base de la morphologie lorsque certaines structures caractéristiques sont absentes (Bago *et al.*, 1998). Les spores du genre *Glomus* ont été les plus dominants dans tous les sols (> 90%). Selon Diem *et al.* (1981), les facteurs environnementaux influencent la distribution taxonomique des CMA en région sahélienne. Cette prédominance du genre *Glomus* a été mise en évidence par Guissou (2001) et Ambouta *et al.* (2009) respectivement dans deux zones du Burkina Faso et sur les dunes de la zone des cuvettes oasiennes dans le département de Gouré au Sud-Est nigérien. Ce qui corrobore les travaux de Dalpé *et al.* (2000) pour qui, le genre *Glomus* est généralement le plus représenté en termes d'espèces dans les sols des agrosystèmes en Afrique de l'Ouest, à cause de sa capacité d'adaptation aux sols dégradés. Cette large distribution du genre *Glomus* a été aussi observée au Sénégal (Diallo *et al.*, 1999 ; Diop *et al.* 1994 ; Diem *et al.*, 1981), au Cameroun (Musoko *et al.*, 1994) et au Nigeria (Redhead, 1977). Pour Van der Heijden *et al.* (1998), les CMA appartenant au genre des Glomales sont les plus répandus et s'associent à plus de 80% des plantes terrestres.

Cette étude n'a pas permis d'observer une corrélation entre intensité de mycorhization et densité de spores dans les sols des gomméraires car celles ayant les plus fortes densités de spores ont présenté des taux d'infections faibles. En effet, la gomméraire de Kiki ayant la plus forte densité de spores (427) a une intensité de mycorhization de 31,27% alors que celle de Bader avait respectivement 187 spores et 52,67%. Bien que les différentes gomméraires appartiennent à des zones agro-écologiques différentes, on n'a pas observé de différences significatives entre la fréquence et l'intensité de mycorhization. D'après les travaux de Khan (1974), certaines plantes peuvent avoir leurs racines intensément infectées alors que très peu de spores sont retrouvées

dans leurs rhizosphères. Ceci s'expliquerait par le fait que les spores ne sont pas les seules à pouvoir réinfecter les plantes car il y a aussi les racines mycorhizées présentes dans le sol et les mycéliums extraracinaires (Trepanier, 1998 ; Fogain *et al.*, 2001) ainsi que les hyphes (Degens *et al.*, 1999). Nos résultats ont cependant montré une faible diversité de spores comparée à celle décrite par Bâ *et al.* (1996) dans les plantations de *Acacia holocericea* et *Acacia mangium* au Burkina Faso. Ceci résulterait de la différence dans la technique d'extraction utilisée car ces derniers auteurs ont utilisé une technique de piégeage qui donne plus de diversité qu'une extraction effectuée directement sur le sol (An *et al.*, 1990).

Conclusion partielle

L'observation des systèmes racinaires des arbres dans les différentes gomméraires a révélé une endomycorhization naturelle chez *Acacia senegal* avec une fréquence de mycorhization importante dans toutes les gomméraires. L'intensité de mycorhization est moyenne et est plus élevée dans les gomméraires de Bader Goula et N'Guel Kolo comparativement aux autres gomméraires. L'extraction des spores à partir des sols prélevés sous les arbres dans les gomméraires a permis d'identifier deux types de spores, *Glomus* et *Gigaspora* avec une nette prédominance des *Glomus*. Cette étude a permis de révéler que les sols des gomméraires sont naturellement infectés par des souches de champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA). Ces champignons peuvent faire l'objet de monoculture pour la production d'inoculum pouvant être appliqué à d'autres espèces d'arbres à travers l'inoculation contrôlée. Ces CMA pourront palier les carences en phosphore et oligo-éléments, améliorer la fixation d'azote surtout pour les espèces *Acacia* et contribuer au maintien et à la restauration de la fertilité des sols sahéliens.

Chapitre V. Diversité fonctionnelle des rhizobia dans les différents bassins gommiers

5.1 Introduction

Dans les zones humides et les forêts tropicales, les légumineuses contribuent de manière significative à l'équilibre de l'azote (Pons *et al.*, 2007 ; Roggy *et al.*, 1999 ; Dommergues, 1995) et jouent un rôle important dans l'écologie de ces écosystèmes. L'adaptation des légumineuses, comme les acacias, à différentes conditions environnementales serait due à leur capacité à s'associer avec les rhizobia leur permettant de fixer l'azote atmosphérique (Moreira *et al.*, 1992). En Afrique sub-saharienne, les acacias sont largement utilisés dans les programmes de reboisement (Midgley & Bond, 2001). C'est le cas de *A. senegal* qui est d'une importance majeure pour le reboisement et la récupération des terres dégradées dans les zones arides et semi-arides. Les bactéries symbiotiques fixatrices d'azote atmosphérique ou rhizobia associées aux acacias montrent une grande variabilité suivant leur vitesse de croissance, leur comportement vis-à-vis des légumineuses, leur tolérance aux différents stress et leur appartenance phylogénétique. Elles forment ainsi un groupe hétérogène très diversifié tant du point de vue phénotypique que génotypique. En effet, les rhizobia sont taxonomiquement diverses et forment un groupe phylogénétique hétérogène divisé en alpha-protéobactéries et bêta-protéobactéries. Dans la zone sahéenne, de nombreux travaux ont mis en évidence une grande diversité des rhizobia (Bâ *et al.*, 2002; Nick *et al.*, 1999; de Lajudie *et al.*, 1998; Zhang *et al.*, 1991 ; Dreyfus *et al.*, 1988). Cette diversité expliquerait les potentialités d'adaptation des acacias à se développer sur des sols pauvres et dégradés en milieu sahéen. Plusieurs études génotypiques ont révélé une grande diversité génétique chez les bactéries fixatrices d'azote capables de s'associer avec *A. senegal*. Ces études ont montré qu'il existe une grande diversité génotypique (Sarr *et al.*, 2005), et/ou phénotypique (Fall *et al.*, 2008) chez les microsymbiontes nodulants *A. senegal*. D'autres études ont montré que *A. senegal* forme des nodosités avec les genres *Rhizobium* et *Mesorhizobium* ; *A. senegal* serait une espèce pouvant être nodulée principalement par des souches de rhizobium du genre *Mesorhizobium* (Fall *et al.*, 2008 ; Sarr *et al.*, 2005) mais aussi des genres *Ensifer* (Nick *et al.*, 1999 ; de Lajudie *et al.*, 1998), *Rhizobium* (Fall *et al.*, 2008) et *Bradyrhizobium* (Njiti & Galiana 1996). En effet, la diversité est d'une grande importance dans la stabilité du fonctionnement des écosystèmes car elle fournit un pool génétique varié qui donne une meilleure résistance aux contraintes environnementales. Keyser *et al.* (1993) ont signalé que l'exploitation efficace de la fixation biologique de l'azote pour améliorer la

productivité agricole nécessite que les populations de rhizobia locales soient connues et caractérisées de manière adéquate. L'objectif de cette étude est de caractériser la diversité fonctionnelle des rhizobia nodulant *A. senegal* dans les différentes conditions pédoclimatiques des gomméraires au Niger.

5.2 Matériel et méthodes

5.2.1 Piégeage des rhizobia

Le nombre de rhizobia nodulant *A. senegal* a été déterminé par la technique de piégeage en tube Gibson et en serre avec de graines de 6 provenances (Kokoïyé, Kiki, Bader Goula, Azzaï, N'Guel Kolo et Malam Mainari). Le piégeage en tube Gibson a suivi les étapes suivantes : Scarification et désinfection superficielles des graines pendant 15 min avec de l'acide sulfurique (H₂SO₄) concentré à 96 % pour faciliter leurs germinations et rinçage dans de l'eau distillée stérile plusieurs fois. Ensuite les graines ont été disposées aseptiquement sous une hotte à flux laminaire dans des boîtes de Petri contenant de l'eau gélosée stérile (0,9 %, p/v). Ces dernières ont été scellées avec du parafilm et incubées à l'obscurité dans une étuve à 37°C pendant une durée variant de 24 à 48 h pour la germination. Après germination, les plantules ont été mises en culture en conditions d'asepsie sur un dispositif composé d'un tube Gibson contenant environ 30 ml du milieu nutritif de Jensen gélosé, stérile et incliné (Figure 24). Les tubes ont ensuite été bouchés avec du papier aluminium percé de deux trous : l'un sert au repiquage de la plantule par lequel descend la radicule et l'autre fermé par un bouchon en caoutchouc permet l'arrosage et l'inoculation.

Pour permettre aux plantules repiquées de se libérer spontanément de leurs enveloppes tégumentaires et aussi d'éviter le dessèchement des cotylédons, elles ont été recouvertes avec du papier buvard imbibé d'eau distillée stérile, puis laissées en atmosphère humide pendant 24 h. Les plants ont ensuite été maintenus dans une chambre de culture pendant six semaines à une température de 28 °C avec une photopériode de 16 h de jour et 8h de nuit et une intensité lumineuse de 2500-4000 LUX.

Après une semaine de croissance, les jeunes plants en tube Gibson ont été inoculés, avec 1 ml de suspension de sol de chaque provenance. Dans chaque gomméraire, il s'agit d'un sol composite prélevé sous houppier à la profondeur 0-25cm sous 10 arbres. La suspension de sol a été obtenue en agitant pendant 1h, 10 g de chaque échantillon de sol dans 90 ml d'une solution saline

tamponnée stérile pH 7 (NaCl , 0.15 mol l^{-1} ; KH_2PO_4 , 0.002 mol l^{-1} ; Na_2HPO_4 , 0.004 mol l^{-1}). Quatre répétitions ont été faites pour chaque sol. 5 semaines après l'inoculation, les nodosités fraîches ont été recueillies et la nodulation a été évaluée.

En serre, les graines de chaque gomméraie ont été semées sur le sol de la même provenance. Après six semaines de culture, les nodosités fraîches ont été récoltées, comptées et séchées.

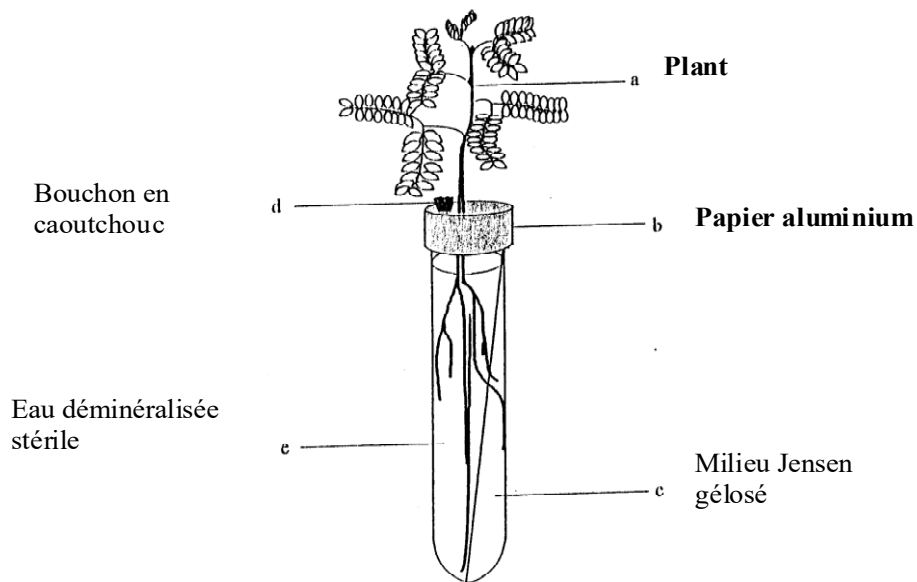


Figure 24: Schéma d'un plant de *A. senegal* en tube Gibson

5.2.2 Test d'infectivité des différentes provenances

La capacité infective des différents sols a été testée. Ce test consiste à inoculer en tube Gibson les plants d'une provenance avec le sol des autres provenances. L'objectif de ce test est de déterminer le sol le plus infectieux. Quatre répétitions ont été faites pour chaque provenance et avec chaque inoculum. Un mois après inoculation, les nodosités ont été recueillies et la nodulation a été évaluée et comparée.

5.2.3 Le potentiel infectieux rhizobial des sols (MPN : Most Probable Number)

La mesure du potentiel infectieux rhizobial des sols s'est fait par un test biologique qui consiste à un dénombrement de rhizobia présents dans le sol par la technique d'infection des plantes. Le nombre de rhizobia capables d'induire une nodulation chez *A. senegal* dans les sols a été évalué

par la méthode MPN (Most Probable Number ou Nombre le Plus Probable) de Vincent (1970). Cette méthode consiste à piéger en tube Gibson les souches de rhizobia présentes naturellement dans les sols testés.

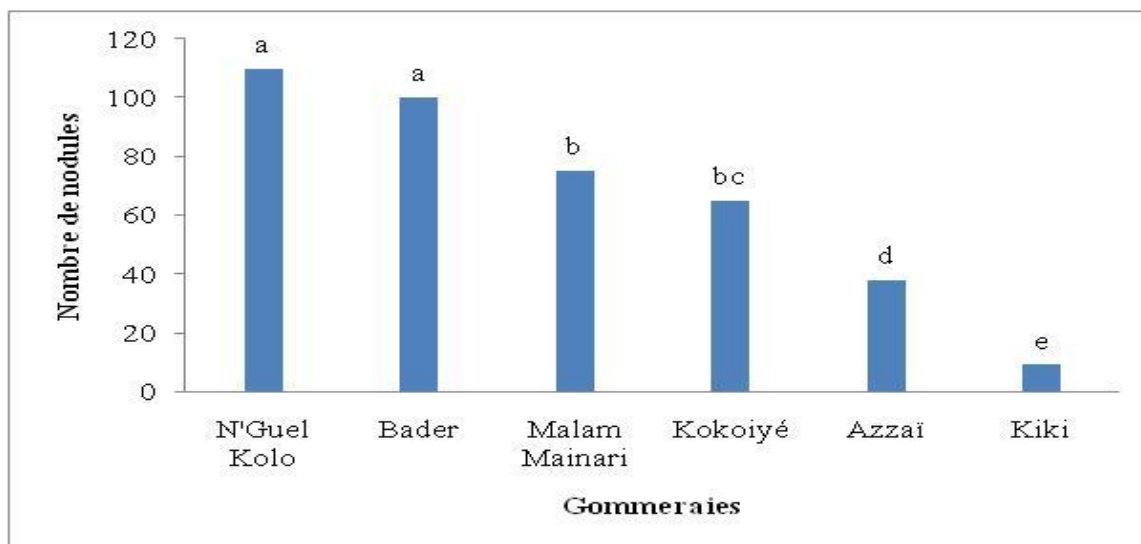
Cette MPN a été réalisée sur les sols des six provenances à savoir : Kokoiyé, Kiki, Azzaï, Bader Goula, N'Guel Kolo et Malam Mainari selon la méthode décrite par Saint-Macary *et al.* (1989). Pour cela, des plants de *A. senegal* ont été cultivés avec une gamme de dilutions de sol allant de 10^{-1} à 10^{-6} . Ainsi, 10g de sol est pesé et mis en suspension dans 90 ml d'eau stérile et mis à agiter pendant 1 heure. Ensuite des dilutions successives sont effectuées en prélevant 1 ml de cette solution et en le diluant dans un tube contenant 4 ml d'eau physiologique. Ce tube contient donc une dilution de 1/50 de l'échantillon de sol. Cette opération est répétée avec 1 ml du contenu de ce tube et ainsi de suite. 6 dilutions ont été réalisées de 5 en 5 : 1/50 ; 1/250 ; 1/1250 ; 1/6250 ; 1/31250 et 1/156250. A partir de chaque dilution, 1 ml du mélange est inoculé par plant. Quatre plants ont été inoculés pour chaque niveau de dilution afin d'obtenir quatre répétitions.

Après 6 semaines de cultures, on effectue la lecture des résultats en notant les tubes dans lesquels les plantes portent une ou plusieurs nodosités. Les résultats sont exprimés en nombre de rhizobia par gramme de sol.

5.3 Résultats

5.3.1 Piégeage de nodules

Les résultats des différents piégeages (Figures 25 et 26) montrent que la nodulation varie d'un sol à un autre. Le sol de la gommaraie de N'Guel kolo est celui qui a le plus nodulé contrairement à celui de Kiki et aussi bien en serre qu'en tube Gibson. En serre, le test de comparaison montre une différence de nodulation non significative entre les gommaraies de N'Guel kolo et Bader Goula. Cependant, la différence est significative entre ces gommaraies de N'Guel kolo et Bader Goula et les autres gommaraies. Aussi, entre Malam Mainari et Kokoiyé, la différence de nodulation n'est pas significative alors qu'avec les gommaraies de Azzaï et Kiki, la différence est significative. En tube Gibson, il n'y a pas de différence significative de nodulation entre les gommaraies de N'Guel Kolo, Bader, Malam Mainari et Kokoiyé. Par contre, entre ces dernières et les gommaraies de Kiki et Azzaï, la différence est significative. Aussi, on observe une différence de nodulation significative entre les gommaraies de Kiki et Azzaï.



Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

Figure 25: Nodules obtenus par piégeage en serre dans les sols des gommeraias.

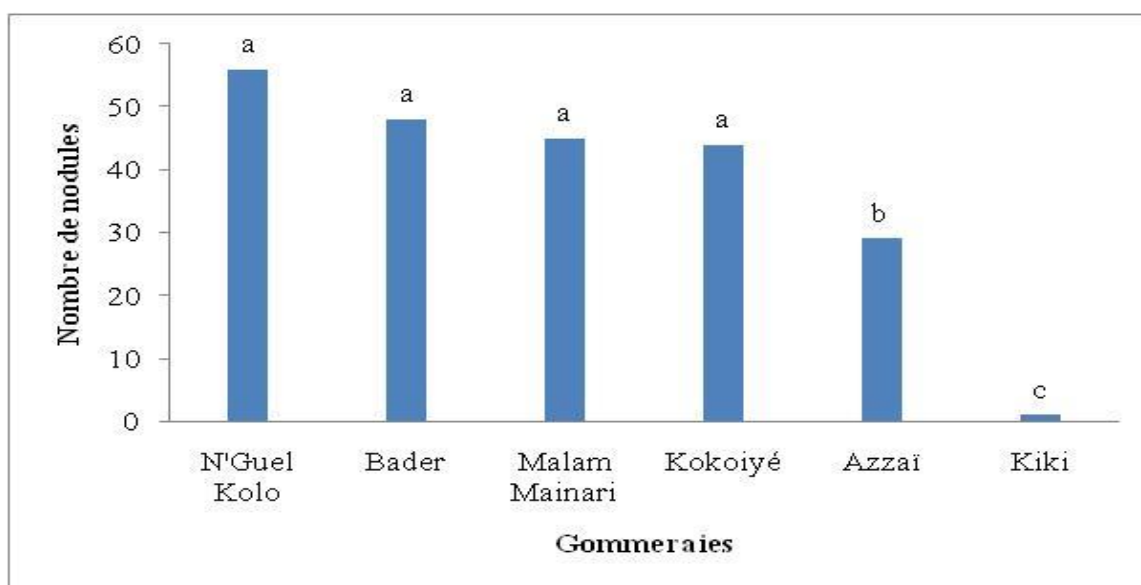


Figure 26: Nodules obtenus par piégeage en tube Gibson dans les sols des gommeraias.

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

5.3.2 Potentiel infectieux rhizobial (MPN) des sols des gommeraias

Le tableau 21 présente le nombre le plus probable de rhizobia dans les sols des gommeraias.

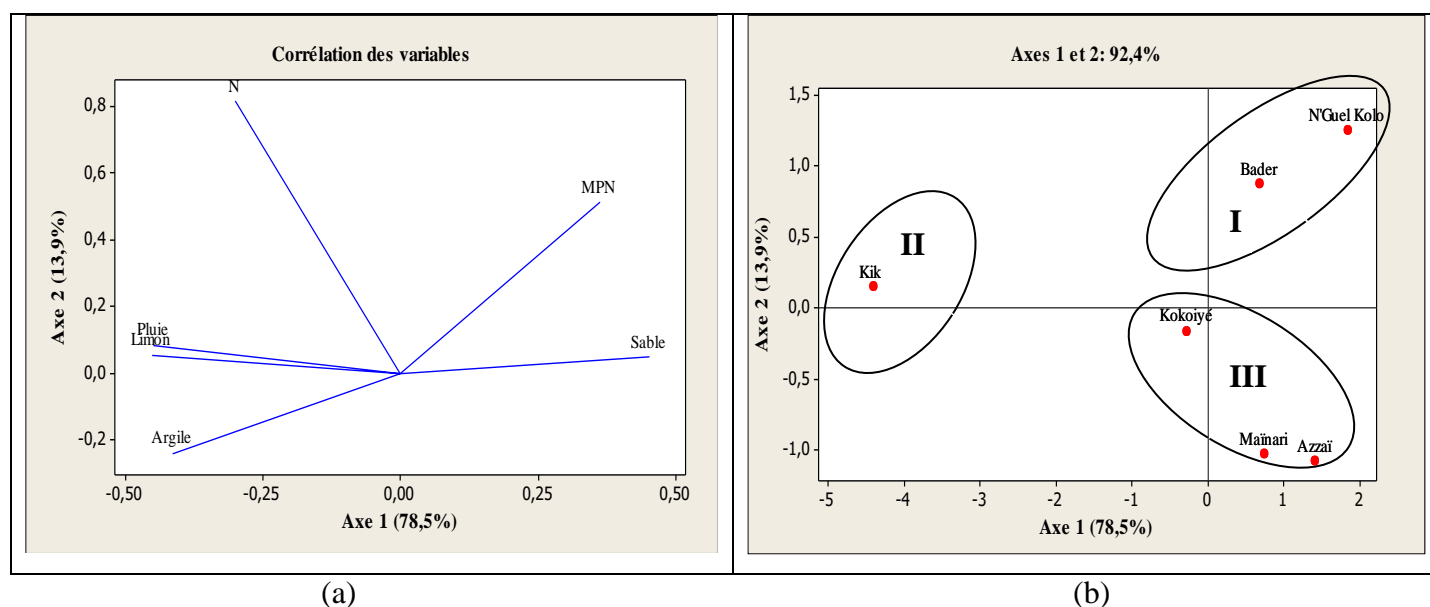
Tableau 21 : Nombre le plus probable (MPN) de rhizobia dans les sols des gommeraias.

Gommeraias	MPN (rhizobiums/g)	limite supérieure	limite inférieure
N'Guel Kolo	1090	2834	419,2
Bader Goula	1090	2834	419,2
Malam Mainari	820	2132	315,4
Kokoïyé	710	1846	273,1
Azzaï	490	1274	188,5
Kiki	113	293,8	43,5

Le nombre des rhizobia déterminé à travers le MPN a montré que le sol des gommeraias de N'Guel Kolo et Bader sont plus riches en rhizobiums/g de sol comparativement à celui de Kiki.

5.3.3 Analyses en composantes principales entre le MPN, la pluviométrie et les paramètres physico-chimiques des sols des gommeraias.

La figure 27 montre l'analyse en composantes principales (ACP) réalisée à partir du MPN, des paramètres physico-chimiques et de la pluviométrie des gommeraias. Les deux premiers axes expliquent 92,4% de la variance totale des données.



Légende : N = azote, MPN = Nombre de rhizobiums par g de sol.

Figure 27: Analyse en composantes principales réalisée sur les paramètres MPN, azote, argile, limon, sable et la pluviométrie. (a) : le cercle de corrélation des variables, l'axe 1 représente

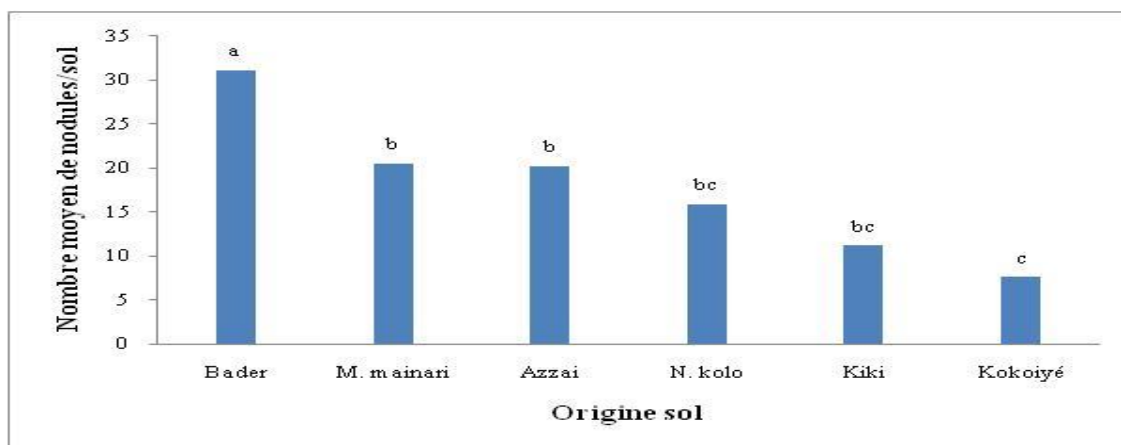
78,5% et l'axe 2 représente 13,9%. (b) : projection des gomméraires sur le plan factoriel formé par l'axe 1 et 2.

Trois groupes se sont formés à travers cette ACP :

- Un premier groupe I formé par le sol des gomméraires de N'guel Kolo et Bader Goula où le MPN est élevé associé à une teneur élevée en sable.
- Un deuxième groupe II formé par le sol de la gomméraire de Kiki où le MPN est faible associé à des teneurs élevées en azote, limon, argile et à une bonne pluviométrie.
- Un troisième groupe III formé par le sol des gomméraires de Kokoiyé, Azzai et Malam Mainari où le MPN est moyen associé à des teneurs moyennes en azote, limon et sable.

5.3.4 Capacité infective des sols en tube Gibson

La figure 28 présente le nombre moyen de nodules par type de sol obtenu en tube Gibson. Les résultats montrent que les différentes provenances des graines ont nodulé avec tous les inoculats de sols. Le test de comparaison des moyennes montre des résultats significatifs du nombre de nodules obtenu dans le sol de Bader Goula avec les sols des autres gomméraires. Concernant les sols de Malam Mainari et Azzai, les nombres de nodules ne sont pas significatifs entre eux mais significatifs avec les sols de N'Guel Kolo, Kiki et Kokoiyé. Quant aux sols de N'Guel Kolo et Kiki, le nombre de nodules obtenu n'a pas été significatif entre ces deux gomméraires mais significatifs avec celui obtenu à Kokoiyé. Ainsi, quelle que soit la combinaison provenance de la graine et origine du sol, les plants ont tous nodulé. Aussi, le nombre de nodules obtenu en tube Gibson a été plus important avec le sol de Bader et plus faible avec celui de Kokoiyé.



Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls.

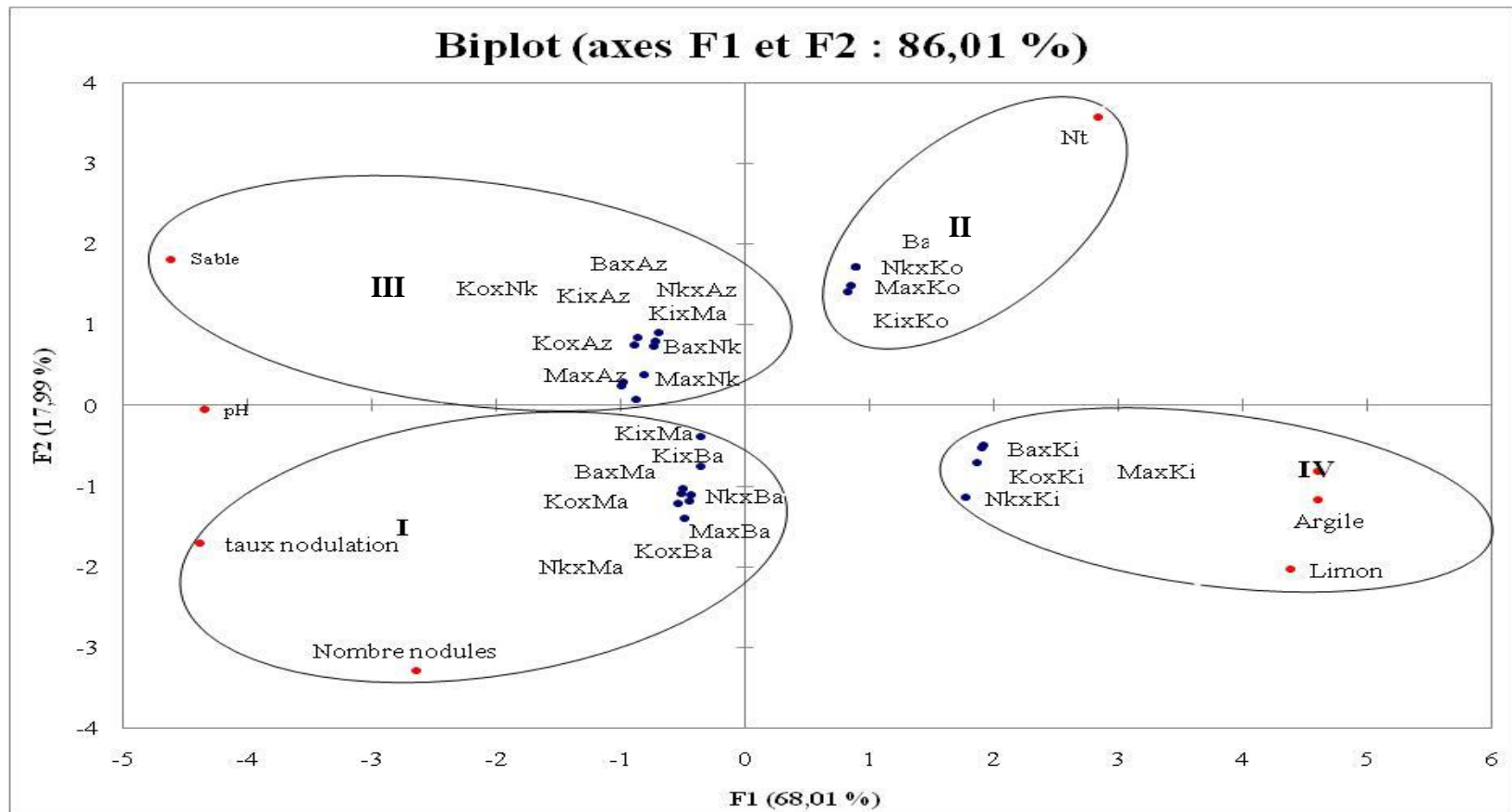
Figure 28 : Nombre moyen de nodules obtenu par type de sols des gomméraires.

5.3.5 Analyse en composantes principales entre les paramètres de nodulation, les caractéristiques physico-chimiques des sols et les provenances de graines et sols.

L'analyse en composantes principales (ACP) a été utilisée pour étudier les corrélations entre les paramètres de la nodulation, certaines caractéristiques physico-chimiques des sols et les provenances des sols et graines. Les deux premiers axes ont expliqué 86% de la variance totale des données.

Quatre groupes ont été identifiés :

- Le groupe I représenté par les sols de Malam Mainari (Ma) et Bader (Ba) où le taux de nodulation et le nombre des nodules ont été les plus importants et présentent des teneurs en azote total (Nt) faibles.
- Le groupe II représenté par le sol de la gommaraie de Kokoiyé (Ko) avec une teneur en azote plus élevée et où le taux de nodulation et le nombre des nodules sont les plus faibles.
- Le groupe III représenté par les sols des gommaraies de N'Guel Kolo (Nk) et Azzai (Az) où les teneurs en azote, en sable, le taux de nodulation et le nombre de nodules sont moyens.
- Le groupe IV représenté par les sols de la gommaraie de Kiki (Ki) avec des teneurs en azote, argile et limon sont élevées et où le taux de nodulation et le nombre des nodules sont faibles.



Ba : Bader, Nk : N’Guel Kolo, Ki : Kiki, Ma : Malam Mainari, Ko : Kokoiyé et Az : Azzäi.

Exemple de lecture de couples de lettres : *KoxNk* veut dire que le plant issu de la provenance Ko (Kokoiyé) a été inoculé avec le sol de la provenance Nk (N’Guel kolo)

Figure 29: Projection des différents paramètres sur les deux premiers axes (F1 et F2) déterminés par l’analyse en composantes principales.

5.4 Discussion partielle

Au cours de cette étude, une variation de la nodulation selon le type de sol a été mise en évidence. Ce qui suggère que la nodulation dépend du nombre des rhizobia présent dans le sol. Des résultats similaires avaient été mis en évidence par Bakhoum (2012) sur différents types de sols au Sénégal. Ces résultats montrent que les conditions environnementales pourraient moduler la nodulation des plants en influençant le nombre des rhizobia dans le sol. L'analyse du nombre le plus probable (MPN) de rhizobia par gramme de sol a montré que le nombre des rhizobia était plus élevé dans le sol de N'Guel Kolo et Bader et faible dans celui de Kiki, d'où un taux de nodulation élevé à N'Guel Kolo et Bader comparativement à Kiki. Ceci pourrait être lié aux caractéristiques physico-chimiques de ces sols. Pour Mendes & Bottomley (1998) et Postma *et al.* (1990), les rhizobia dans le sol sont associés à des agrégats, ce qui leur donne un certain degré de protection contre les perturbations par des facteurs environnementaux et biotiques.

Les résultats de l'ACP ont montré que la distribution des rhizobia était corrélée aux caractéristiques physico-chimiques du sol. Ainsi, la variation spatiale de la disponibilité des éléments nutritifs, le type et le potentiel hydrique du sol peuvent avoir une influence sur les microorganismes. Les différences de nodulations observées entre les différents sols pourraient être liées aux conditions environnementales telles que les caractéristiques physico-chimiques des gommériaies. Des résultats similaires ont été trouvés par Bakhoum (2012) sur *A. senegal* et Mhamdi *et al.* (2002) sur *Phaseolus vulgaris*. Ce qui indique une diversité des rhizobia plus élevée lorsque les conditions physico-chimiques du sol sont favorables pour le développement de ces bactéries. Cependant, pour Krasova-Wade *et al.* (2003) la diversité des souches des rhizobia nodulant le niébé est plus élevée dans les conditions hydriques limitées. Quant aux auteurs Diouf *et al.* (2007) ; Sylla *et al.* (2002), ils n'ont pas trouvé de relation claire entre la diversité des souches de rhizobium et leur origine écogéographique.

Globalement, le sol de Bader Goula a donné le meilleur taux de nodulation avec toutes les provenances. Cette forte proportion des plants à former des nodosités avec le sol de Bader Goula pourrait être attribuée à une co-évolution entre les souches de rhizobia et la provenance Bader Goula. Bakhoum (2012) avait trouvé des résultats similaires au Sénégal sur différents types de sols avec *A. senegal*. Cependant, la meilleure nodulation des plants a été obtenue lorsqu'on utilise le sol et graines provenant de la même gommériaie comme c'est le cas de la gommériaie de N'Guel Kolo pour notre étude. Des résultats similaires ont été trouvés par Bala *et al.* (2003). Ces

auteurs ont conclu qu'une légumineuse présente une meilleure capacité de nodulation dans les sols d'origine que dans les sols où elle a été implantée. Ce qui est conforme aux travaux de Lie *et al.* (1987) sur le pois (*Pisum sativum*) qui ont démontré la coexistence de génotypes et leurs souches de rhizobia spécifiques au sein d'une même localité.

Ainsi, l'observation des nodosités peut être utilisée pour différencier l'infectivité des souches de rhizobia dans le sol. Ce qui est conforme aux conclusions de Shamseldin *et al.* (2005) qui ont révélé l'existence d'un degré notable de préférence d'hôte des souches de rhizobia par rapport à la nodulation de différents cultivars de *Phaseolus vulgaris*. Aussi, nos résultats ont montré que la nodulation varie avec la provenance des sols suggérant que l'espèce *A. senegal* ne répond pas de manière uniforme à l'infection par les rhizobia dans le sol. Plusieurs auteurs ont montré des variations intraspécifiques considérables chez les légumineuses ligneuses concernant leurs caractéristiques symbiotiques. Les observations faites par Odee *et al.* (1995) sur de nombreuses légumineuses ligneuses évoluant au Kenya et Sanginga *et al.* (1991) sur *Gliricidia sepium* confortent nos résultats.

Dans la présente étude, pour chaque provenance de *A. senegal*, la nodulation était plus élevée dans le sol de N'Guel Kolo et Bader et faible dans celui de Kiki. Cela est probablement dû à la concentration d'azote dans le sol qui est plus élevée dans le sol de Kiki. Ces résultats suggèrent que la nodulation diminue lorsque l'azote est élevé dans le sol indiquant que l'auto-régulation de l'azote commence avant la fixation de N_2 dans les nodosités. Dart (1974) a montré que les composés azotés comme le nitrate affectent la nodulation quel que soit l'âge, la taille ou le statut de l'inoculation de la plante. Les plantes utilisent l'azote disponible dans le sol et ne font recours à la fixation de l'azote à travers les nodosités que pour compléter la quantité d'azote qui leur est nécessaire. Ces résultats sont conformes à ceux d'Evans *et al.* (1996) qui avaient démontré que le niveau élevé d'azote disponible dans un sol élimine l'effet inoculant du rhizobium. Toutefois, Singleton & Tavares (1986) et Turk *et al.* (1993) ont démontré que la réponse à l'inoculation par des rhizobia survient surtout lorsque les densités des populations locales de celles-ci sont inférieures à 50 rhizobia g^{-1} de sol. Cependant, le MPN du sol de Kiki est de 113 rhizobia g^{-1} de sol et est au-dessus de ce seuil. Par conséquent, la faible nodulation observée dans le sol de kiki ne peut être expliquée par le nombre des rhizobia locaux présent, mais plutôt par la quantité d'azote dans le sol. En outre, les souches locales de N'Guel Kolo ont montré une bonne nodulation par rapport aux souches exogènes suggérant que la diversité dans les populations de

rhizobia locaux peut affecter à travers une concurrence les souches exogènes introduites par inoculation (Romdhane *et al.*, 2007 ; Khurana & Dudeja, 1982). Il est ainsi préférable d'inoculer dans certains cas avec des souches autochtones efficaces qu'avec des souches exogènes comme il a été démontré par Makatiani & Odee (2007).

5.5 Conclusion partielle

Cette étude a permis de mettre en évidence une nodulation naturelle chez *A. senegal* du fait de la présence naturelle des rhizobia dans tous les sols des gommeraies. La distribution des populations de rhizobium capables de former des nodosités avec *A. senegal* est corrélée à l'origine du sol d'isolement, notamment la composition physico-chimique mais aussi à la provenance des graines de *A. senegal* qui ont servi au piégeage. Cette étude a aussi permis d'observer une nodulation dans les sols des gommeraies quelle que soit la combinaison provenance de la graine et origine du sol. Ainsi, une identification et une sélection rigoureuse des souches rhizobiales les plus performantes permettront la mise en place d'inoculums locaux. Ces derniers pourraient être utilisés pour inoculer les espèces *A. senegal* évoluant dans des conditions éco-climatiques similaires aux inoculums et favoriser une meilleure mise en œuvre du processus de reboisement notamment celui de la grande muraille verte.

A travers cette étude, on a pu mettre en évidence cette capacité de l'espèce *A. senegal* d'avoir un impact positif sur le sol mais aussi de son association aux microorganismes symbiotiques fixatrices d'azote (rhizobia) et de phosphore (champignon). Il nous est paru alors nécessaire d'apprécier cet effet positif sur la fertilité des sols par la mise en place des cultures céréalières sur le sol de certaines de ces gommeraies.

Chapitre VI. Effet de *Acacia senegal* (L.) Willd. sur la productivité agricole.

6.1 Introduction

L'agriculture nigérienne est une agriculture de subsistance avec peu d'apports en intrants organique et/ou minérale. Elle évolue dans un contexte de faible niveau de fertilité du fait de la pauvreté des sols, d'un climat très défavorable caractérisé par l'insuffisance et la mauvaise répartition spatiotemporelle des pluies (Ibrahim, 2010). Par conséquent, la dégradation des sols est à la hausse et la production agricole est en déclin (Wezel, 2000). Différentes options existent pour surmonter la diminution de la fertilité des sols et la faible production agricole, mais souvent, ne peuvent pas être mises en œuvre. L'épandage de fumier ou d'engrais constitue une de ces options, mais les contraintes économiques des ménages limitent leur adoption (Wezel, 2000). Une autre option serait l'utilisation de pailis, mais des quantités suffisantes sont rarement disponibles car les résidus des récoltes sont utilisés à d'autres fins telles que matériaux de construction, combustible et fourrage pendant la saison sèche (Bationo & Mokwunye, 1991). Des options ne nécessitant aucune sortie monétaire constitueraient donc des alternatives plus en adéquation avec les conditions socio-économiques des paysans, notamment l'intégration à la culture de la végétation ligneuse naturelle. C'est ce qui confère à l'arbre un rôle important dans les systèmes soudano-sahéliens devenant de plus en plus une composante majeure du milieu (Boubacar, 2006). Ainsi, l'agroforesterie est un des cadres indiqués pour résoudre ce problème de faible niveau de fertilité des sols avec en plus la promotion d'un développement durable (N'garbaroum, 1994). L'intégration d'arbres dans les systèmes de culture peut avoir des effets bénéfiques sur la production agricole. L'avantage de cette intégration dans les systèmes de production a été souligné par plusieurs auteurs (Bayala, 2015 ; Kamal *et al.*, 2009 ; Boffa, 2000 ; Maï Moussa, 1996; Maïga, 1987).

En effet, certaines espèces d'arbres dont *A. senegal* ont un grand potentiel d'augmentation et de diversification de la production agricole et aussi de stabilisation et de reconstitution des agro-écosystèmes dégradés et vulnérables (Sprent *et al.*, 2010). *A. senegal* est une espèce d'importance majeure dans la zone sahéenne car elle s'adapte parfaitement à de faibles précipitations et températures (Wickens *et al.*, 1995). Cette espèce est particulièrement intéressante car elle est capable de survivre à des sécheresses sévères et peut produire des racines pivotantes qui peuvent exploiter l'eau et les nutriments à des profondeurs pouvant aller jusqu'à 30 m tout en n'exerçant aucune compétition avec les cultures (Assoumane, 2011). *A. senegal*

présente aussi de nombreux intérêts comme la production de gomme arabique, la fourniture du fourrage, du bois de feu et de service ainsi que des remèdes traditionnels. Aussi, du fait de son excellente adaptation aux conditions arides, c'est l'une des espèces les plus utilisées dans les programmes de reboisement en zones sèches (Soloviev *et al.*, 2009).

La présente étude se propose à travers un suivi de cultures céréalières, d'évaluer la croissance et les rendements dans différentes zones d'interactions entre *A. senegal* et les cultures.

6.2 Matériel et méthodes

Le comportement des cultures du mil et du sorgho en association avec des pieds de *A. senegal* a été suivi avec pour objectif l'évaluation de leurs productivités. Pour cela, deux zones d'interactions sous houppier de l'arbre ont été comparées à une zone hors houppier. La croissance et la productivité de ces cultures ont été évaluées dans chacune des zones d'interactions *A. senegal*/cultures.

Les essais ont été conduits dans les gomméraires se situant dans la zone agricole à savoir celles de Kokoiyé et Kiki. Le matériel végétal est composé des pieds d'arbre de l'espèce *A. senegal* et des variétés locales de mil et de sorgho. Au total, dix (10) arbres ont été retenus dans chaque gomméraire. Dans chaque gomméraire, les arbres choisis sont isolés des arbres voisins d'une distance au moins égale à deux fois le rayon du houppier quelle que soit la direction considérée.

Le dispositif expérimental est en couronnes concentriques au tronc de l'arbre et comprend trois (3) cercles ou couronnes autour de chaque pied d'arbre (figure 30). Les couronnes sont définies en fonction du diamètre du houppier de chaque arbre. La première couronne couvrant la moitié ($\frac{1}{2}$) du rayon du houppier de l'arbre, représente la parcelle Z1; la deuxième couvrant le reste du houppier représente la parcelle Z2 et la troisième enveloppant la précédente sur $\frac{1}{2}$ rayon du houppier et représentant le sol hors houppier continue la parcelle Z3 servant de témoin.

Des échantillons de sols ont été aussi prélevés dans les différentes parcelles (Z1, Z2 et Z3) dans chacune des gomméraires. Les sols ont été prélevés à la profondeur 0-25cm selon quatre directions opposées, au moyen d'une tarière. Ensuite un échantillon composite de sol est constitué en mélangeant les échantillons obtenus dans les 4 directions dans chaque parcelle, puis un autre échantillon composite en mélangeant tous les échantillons de chacune des parcelles pour la caractérisation chimique.

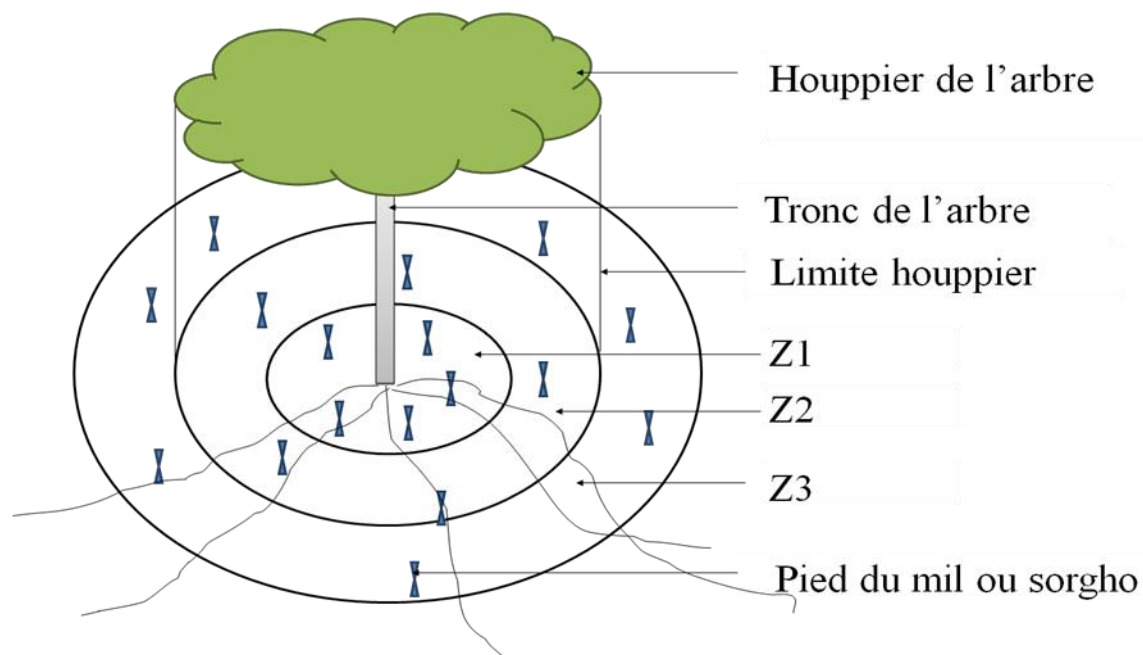


Figure 30: Dispositif expérimental en couronnes concentriques

La hauteur des plants cultivés a été mesurée à l'aide d'une règle graduée au millimètre en prenant la distance entre le pied d'ancrage (au niveau du sol) et la base de la touffe des feuilles apicales pour la phase végétative, et l'extrémité de l'épi ou pannicule à l'épiaison. La mesure de la hauteur des plants a été effectuée chaque semaine sur 5 plants de mil/sorgho pris au hasard dans chaque couronne (Z1, Z2 et Z3).

A la fin du cycle des cultures et dans chacune des couronnes, les variables suivantes ont été évaluées : poids des tiges, poids des épis, poids des grains et poids de 1000 grains.

Les données collectées ont été soumises à une analyse ANOVA à l'aide du logiciel XLSTAT 2014. Les moyennes ont été comparées par le test de Newman Keuls au seuil de 5%.

6.3 Résultats

6.3.1 Caractéristiques chimiques des sols

Le tableau 22 présente les caractéristiques chimiques des sols par zone d'interaction arbre/culture.

Tableau 22 : Caractéristiques chimiques des sols dans les zones d'interaction arbre/culture

Sites	Variables	Zones d'interaction		
		Z1	Z2	Z3
Kokoiyé	pH	6,25	6,15	6,1
	Carbone (%)	0,65	0,59	0,55
	Azote (%)	0,05	0,05	0,05
	Phosphore assimilable (ppm)	21,45	21,69	20,45
	S (méq/100g)	11,8	12,29	11,27
	CEC (méq/100g)	12,5	13,5	12,5
Kiki	pH	5,98	5,95	5,85
	Carbone (%)	0,68	0,71	0,66
	Azote (%)	0,06	0,06	0,06
	Phosphore assimilable (ppm)	19,61	19,85	18,61
	S (méq/100g)	10,49	10,55	9,96
	CEC (méq/100g)	11,7	12,2	11

Ces résultats montrent que les zones sous houppiers (Z1 et Z2) sont de meilleure fertilité comparativement à la zone hors houppier (Z3). On remarque aussi que dans la plupart des cas, les teneurs en éléments minéraux sont plus élevés dans Z2 que dans Z1.

6.3.2 Croissance des plants

La variable concernant la croissance des cultures est la hauteur des plants. Les figures 31a et 31b présentent la croissance des plants de mil et de sorgho au cours du cycle de développement.

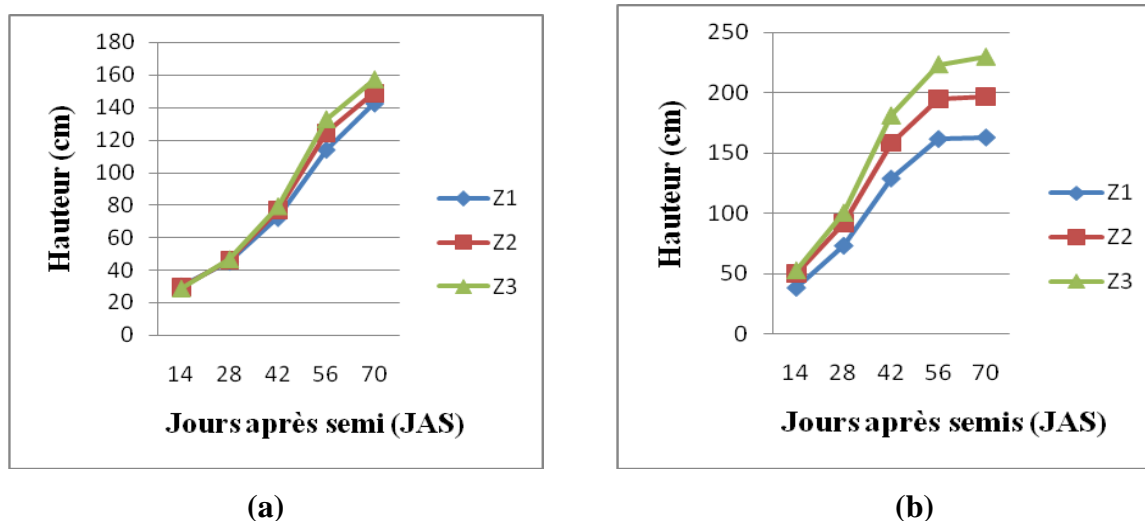


Figure 31 : Evolution de la hauteur des plants de mil (a) et de sorgho (b) dans les zones d'interaction arbre/culture.

Les résultats montrent qu'à maturité (70 JAS), la hauteur moyenne des plants de mil est de 157,68cm dans la zone hors houppier (Z3), de 148,98cm et 146,68cm sous houppier correspondant respectivement à Z2 et Z1. Celle du sorgho suit la même tendance que le mil c'est à dire 223,68cm hors houppier (Z3) et sous houppier (195,04cm et de 161,73cm respectivement dans Z2 et Z1). Cependant, ces résultats ne sont pas significativement différents entre les différentes zones ($P=0,679>0,05$ et $P=0,315>0,05$ respectivement pour le mil et sorgho). Aussi, on remarque une variabilité de croissance entre les deux cultures dans le temps. En effet, tandis que la différence de croissance dans les zones Z1, Z2 et Z3 n'a pris forme qu'au 28^{ème} jour après semi chez le mil, au niveau de la culture du sorgho elle est intervenue dès le 14^{ème} jour après semi. Pour les deux cultures, les plants situés dans Z3 ont la meilleure croissance suivis respectivement de Z2 et Z1.

6.3.3 Productivité des cultures du mil et de sorgho

Les résultats de l'analyse des composantes du rendement des cultures par zone d'interaction arbre/culture sont présentés dans le tableau 23. Les résultats de l'ANOVA montrent qu'il existe au moins une différence significative pour toutes les variables entre les trois zones d'interaction arbre/culture (Z1, Z2, Z3) pour les deux cultures.

Tableau 23 : Composantes du rendement des cultures dans les zones d'interaction arbre/culture Z1, Z2 et Z3.

Parcelles	Poids tiges (Kg/ha)		Poids épis (Kg/ha)		Poids grains (Kg/ha)		Poids 1000 graines (g)	
	Mil	Sorgho	Mil	Sorgho	Mil	Sorgho	Mil	Sorgho
Z1	7300a	6706a	1090a	1197a	980a	1046,5a	7,04a	17a
Z2	15850b	15304b	3810b	4279b	1943b	2903,1b	9,54a	24,7b
Z3	15930b	17316b	3700b	3857b	1773b	2002b	9,38a	22,13b

Sur une colonne, les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas statistiquement différentes au seuil de 5% du test de Newman-Keuls. Chaque valeur est une moyenne de 10 répétitions.

Les tests de comparaisons des moyennes des variables indiquent que d'une manière générale les poids des tiges, des épis et des grains sont plus élevés dans les zones d'interaction arbre/culture Z2 et Z3 que dans la zone Z1. L'analyse statistique révèle que ces résultats sont significativement différents ($P < 0,05$ pour toutes les cultures) entre les zones d'interaction Z2 et Z3 d'une part et Z1 d'autre part.

Pour le poids des tiges, c'est dans la zone d'interaction Z3 que le meilleur rendement a été obtenu (15930kg/ha et 17316kg/ha respectivement pour le mil et le sorgho) suivi de Z2 (15850kg/ha pour le mil et 15304kg/ha pour le sorgho) mais sans qu'il y'ait de différence significative entre elles et de Z1 (7300kg/ha et 6706kg/ha respectivement pour le mil et le sorgho).

C'est aussi dans Z2 qu'on a obtenu le meilleur rendement en poids des épis du mil avec 3810kg/ha suivi de Z3 (3700kg/ha) mais sans qu'il y'ait une différence significative entre elles et de Z1 (1090kg/ha). Concernant le sorgho, les mêmes tendances que le mil ont été observées avec des poids des épis de 4279kg/ha, 3857et 1197kg/ha respectivement dans Z2, Z3 et Z1.

Quant au rendement en grains, Z2 avec 1943kg/ha et 2903,1kg/ha respectivement pour le mil et le sorgho présente le meilleur rendement en grains suivi de Z3 (1773kg/ha et 2002kg/ha respectivement pour le mil et le sorgho) mais sans qu'il y'ait une différence significative entre elles et de Z1 (980kg/ha et 1046,5kg/ha respectivement pour le mil et le sorgho).

Concernant le poids de 1000 grains, il a été plus important dans Z2 avec 9,54 g pour le mil et 24,7g pour le sorgho suivi respectivement de Z3 (9,38g pour le mil et 22,13g pour le sorgho) et de Z1 (7,04g pour le mil et 17g pour le sorgho). Cependant, si le poids de 1000 grains pour le sorgho montre comme pour les autres variables une différence statistiquement significative entre le groupe constitué par Z2 et Z3 d'une part, mais sans être significative entre Z2 et Z3, et Z1 d'autre part, les résultats, indiquent aucune différence significative entre les trois zones d'interaction arbre/culture pour le mil.

6.4 Discussion partielle

Les résultats obtenus à travers cette étude ont permis de mettre en évidence l'effet positif de l'arbre *A. senegal* sur la fertilité des sols. Les teneurs en éléments nutritifs du sol ont été particulièrement plus élevées sous houppier que hors houppier. Ceci s'expliquerait par le fait qu'à travers la litière produite grâce aux branches et gousses tombées, *A senegal* enrichit le sol en éléments nutritifs. Selon Belsky *et al.* (1993) et Prinsley & Swift (1994), cet effet positif sur le sol serait dû à l'addition continue de la matière organique des arbres sur le sol. Pour El Tahir *et al.* (2009) ceci serait dû à la fixation symbiotique (azote et phosphore), à la décomposition des résidus d'arbre mais aussi à la poussière atmosphérique emprisonnée par l'arbre. En effet, *A. senegal* est une légumineuse qui, grâce à la symbiose avec les rhizobia et les champignons

mycorhiziens au niveau racinaire, est capable de stimuler le développement important d'une grande diversité de colonies microbiennes source d'azote et de phosphore dans le sol (Abdou *et al.*, 2013). De plus, la concentration des crottes d'animaux venant appâter les gousses ou bien se reposer sous l'arbre contribuent à l'amélioration du niveau de fertilité des sols sous le houppier comparativement aux sols hors houppier. Des résultats similaires de l'effet positif de *A. senegal* sur le sol avaient été mis en évidence par d'autres auteurs : El Tahir *et al.* (2004) ; Daldoum & Nimer (2002); Deans *et al.* (1999) mais également sous le sol d'autres espèces d'arbres pérennes par Zomboudré *et al.* (2005) ; Kumar *et al.* (1998); Jaiyeoba (1996); Prinsley & Swift (1994) ; Belsky *et al.* (1993). En effet, selon Bayala *et al.* (2006) et Breman & Kessler (1995), il existe un gradient de fertilité de sols sous les arbres et ce gradient baisse au fur et à mesure qu'on s'éloigne du houppier de l'arbre.

Les écarts de croissance des cultures observés entre les zones sous et hors houppier s'expliqueraient en partie par la compétition entre l'arbre et les cultures pour l'utilisation de l'eau mais aussi par l'effet ombrage. Pour Zomboudré *et al.* (2005), dans un milieu où la température du sol est plus basse que celle de l'air, le rythme d'apparition des premières feuilles est très lent. Ce rythme est souvent à l'origine de la réduction de la hauteur des plants. La diminution d'humidité sous les arbres se manifeste généralement en début de saison, lorsqu'une partie des pluies est interceptée par le houppier. Ainsi, La quantité d'eau qui atteint le sol situé sous houppier peut s'avérer insuffisante du fait qu'ensemble, l'arbre et la culture sous-jacente, absorbent plus d'eau que la composante culturale unique (Boffa, 2000). En effet, selon Bayala *et al.* (2008); Kho *et al.* (2001), la concurrence pour l'eau mais également pour les éléments nutritifs sous houppier entraîne une mauvaise performance de la composante la moins compétitive, qui dans la plupart des cas sont les cultures associées. Aussi, la diminution de l'intensité lumineuse et de l'humidité sous les arbres a probablement entraîné un développement moins important des plants sous houppier. Ces résultats sur la hauteur des plants sont conformes à ceux de Boubacar (2006) qui montrent que les hauteurs des plants de mil sous *A. senegal* ont été plus importantes hors houppier que sous houppier contrairement à ceux de Mikail (1994) montrant que les hauteurs des plants de mil sous houppier de *Faidherbia albida* sont plus importantes que celles hors houppier.

Cependant, les zones Z1 et Z2 bien qu'étant sous houppier, ont présenté des rythmes de croissances différents. Les plants sous Z2 ont présenté une meilleure croissance par rapport à

ceux se trouvant dans Z1. Ceci pourrait s'expliquer par l'effet d'ombrage qui est plus accentué au niveau de Z1, zone plus proche du tronc de l'arbre. Selon Bayala *et al.* (2002), la réduction de la croissance des plants sous les arbres serait en partie due à l'insuffisance de la quantité d'éclairement et cet effet d'éclairement est plus accentué lorsqu'on est proche du tronc de l'arbre. Aussi, le sol au niveau de Z1 étant plus riche en éléments minéraux que celui de Z2 (Tableau 23), une faible humidité du sol sous houppier du fait de l'interception d'une partie des pluies par le houppier en début de saison pourrait affecter la croissance des plants dans Z1. Des résultats similaires avaient été mis en évidence par Boubacar, (2006).

La différence de croissance observée entre la culture du mil et celle du sorgho dans les zones Z1, Z2 et Z3 qui n'a pris forme qu'au 28^{ème} jour après semi chez le mil alors qu'au niveau de la culture du sorgho elle est intervenue dès le 14^{ème} jour après semi ne pourrait être dû au seul besoin en lumière entre les deux cultures. Ceci s'expliquerait probablement à la différence de précipitation observée entre les deux sites. En effet, la pluviométrie a été irrégulière, caractérisée par des périodes de sécheresse à Kokoiyé comparativement à kiki.

Pour ce qui est de la biomasse en tige, elle a été plus importante hors houppier, ce qui corrobore les résultats de Samba (1997) pour qui la biomasse totale du mil est réduite sous couvert comparée à celle hors couvert de *Cordyza pinnata* et ceux de N'garbaroum (1994) qui montrent que la biomasse totale du mil sous *Faidherbia albida* diminue au fur et à mesure qu'on s'approche du tronc de l'arbre du fait de l'effet d'ombrage. Pour Bayala *et al.* (2002) ; Sanou *et al.*, (2012), cette faible performance en biomasse des cultures sous les arbres serait liée à la réduction de la lumière transmise sous les arbres entraînant un mauvais développement des cultures sous les arbres. Quant à Kater *et al.* (1992), ceci est dû à une augmentation de l'humidité dans le sol et l'air ambiant favorisant les attaques fongiques des cultures mais aussi de la concurrence avec l'arbre pour les éléments nutritifs au stade de maturité des cultures sous houppier.

S'agissant du poids des grains et épis, ils ont été significativement plus élevés dans les zones Z2 et Z3 qu'en Z1. Ceci s'expliquerait par le fait que les teneurs en éléments nutritifs du sol sous houppier ont été plus élevées qu'en dehors du houppier. Selon Zomboudré *et al.* (2005), les phénomènes de ruissellement des eaux de pluie, souvent très réduits sous les arbres, occasionnent moins de pertes d'éléments nutritifs contribuant ainsi à creuser davantage l'écart entre les zones sous et hors houppier, d'où une meilleure productivité en grains et épis entre les

zones d'interaction sous houppier principalement dans Z2. Cependant, la zone Z1, bien que se trouvant sous houppier a fourni des rendements significativement plus faibles que Z2. Cela pourrait s'expliquer par l'excès d'ombrage qui est plus accentué dans Z1 avec pour conséquence une réduction de la croissance et de l'activité photosynthétique d'où une faible productivité en grains. Pour Kessler (1992) et Maïga (1987), cette diminution du rendement dans Z1 est fortement corrélée à une diminution de l'intensité lumineuse constatée sous les arbres au fur et à mesure que l'on s'approche du tronc. L'effet de l'ombre sur les cultures se traduit par une réduction de la formation des talles et du rendement en grains. En effet, selon Maï Moussa (1996), l'ombre augmente la durée de la phase de remplissage des graines, diminuant ainsi la fraction de photosynthétats destinée au rendement en grains. Le poids des 1000 grains quant à lui n'a été significativement plus élevé entre Z2 et Z3 comparativement à Z1 que pour la culture du sorgho. Ceci serait probablement dû à la différence de remplissage des grains entre la culture du mil et celle du sorgho mais également de leurs teneurs en éléments notamment en amidon du fait de l'excès d'ombrage dans Z1.

6.5 Conclusion partielle

Il ressort de cette étude que la présence de l'espèce *A. senegal* dans les champs a créé un environnement agro-écologique favorable à la productivité du mil et du sorgho. Sous les arbres, du fait de l'effet d'ombrage, le taux d'humidité du sol resterait plus élevé dans le temps par rapport au sol hors houppier. Ce qui permettrait sans doute de réduire le stress hydrique des cultures principalement pendant la phase de la maturation des grains. Cet effet bénéfique de l'humidité sur le sol n'a cependant pas pu combler les effets négatifs de l'ombrage induits par les houppiers puisque la croissance et la productivité des cultures ont été moins bonnes dans la zone Z1 se trouvant sous houppier très proche du tronc de l'arbre.

La différence de hauteurs et de biomasse constatées sous et hors houppier confirme bien que ces cultures sont des plantes de lumière et que la zone d'interaction arbre/culture proche du tronc ne fournit pas de bon rendement du fait probablement de la densité plus forte des ramifications et du feuillage près du tronc.

Ainsi, l'exploitation du microclimat créé par la présence de l'espèce *A. senegal* permettra non seulement la réhabilitation des terres dégradées, mais aussi pourrait être une alternative aux intrants chimiques de plus en plus inaccessibles aux paysans.

Conclusion générale

Cette étude visait la détermination de l'effet de l'arbre *A. senegal* sur la fertilité des sols et la productivité agricole en cultures associées dans les gomméraires naturelles de *A. senegal* et avait pour objectifs spécifiques : (i) la caractérisation des types de sols sur lesquels se développent *A. senegal*, (ii) la détermination de l'effet de *A. senegal* sur la fertilité des sols et la communauté microbienne; (iii) la caractérisation de la diversité des champignons endomycorhiziens; (iv) la caractérisation de la diversité fonctionnelle des rhizobia et (v) l'évaluation de la productivité agricole des cultures en association avec *A. senegal*.

Nos résultats ont montré une grande capacité de l'espèce *A. senegal* à se développer sur différents types de sols avec une prédilection pour les sols sableux, pauvres en matière organique et en éléments nutritifs. *A. senegal* est une espèce qui se développe sur des sols où la nappe phréatique est profonde, mais c'est surtout en zone à faible profondeur de nappe qu'on retrouve les peuplements à fortes densités.

Un effet positif de l'arbre sur la fertilité chimique et microbiologique des sols a été mis en évidence. A travers certains paramètres de mesures quantitatives et qualitatives de la fertilité des sols, il a été montré que les sols sous houppier étaient relativement plus riches en éléments minéraux comparativement aux sols hors houppier. Concernant l'activité microbienne totale des sols, elle a été aussi plus importante dans les sols sous houppier comparativement aux sols hors houppier. Cette étude nous a également permis d'observer une endomycorhization naturelle chez *A. senegal*. La caractérisation morpho-anatomique des spores des champignons MA a révélé un nombre total de 7 morphotypes appartenant tous au phylum des Gloméromycètes avec une dominance du genre *Glomus* à plus de 90% des cas dans l'ensemble des gomméraires étudiées.

De même, une variation de la nodulation selon le type de sol et la provenance de la graine a été mise en évidence et celle-ci dépend du nombre de rhizobia présent dans le sol. Il a été aussi montré que le mode culturale influence la nodulation car celle-ci a été plus importante en serre qu'en milieu contrôlé (tube Gibson).

L'association *A. senegal*-cultures céréalières (mil et sorgho) a permis de mettre en évidence que la présence de l'espèce *A. senegal* dans les champs de cultures crée un environnement agro-écologique favorable à la productivité des cultures. Ce microclimat créé par la présence de l'espèce *A. senegal* permettra non seulement la réhabilitation des terres dégradées, mais aussi pourrait être une alternative aux intrants chimiques de plus en plus inaccessibles aux paysans.

Perspectives

Il ressort de ces travaux toute l'importance d'étudier les relations sol-plante-microorganismes, en particulier les microorganismes symbiotiques (champignons endomycorhiziens et rhizobiums) pour une amélioration de la fertilité des sols, de la croissance et de la productivité des plantes afin de restaurer des systèmes dégradés et d'accroître la productivité agricole. Les études ultérieures pourront être orientées vers la recherche, l'isolement d'espèces de CMA et/ou de rhizobiums indigènes performants associées à *A. senegal* et adaptées à chaque gommériaie. Cela permettra de sélectionner les meilleurs couples *A. senegal*/CMA, *A. senegal*/rhizobiums et *A. senegal*/CMA/rhizobiums pour une amélioration de la croissance des cultures. Les espèces de CMA et rhizobiums performants pourront être mises en collection par culture *in vitro*.

Il est aussi nécessaire de poursuivre et d'étendre cette étude sur des plantations de *A. senegal* du Niger afin de déterminer l'impact des facteurs abiotiques et biotiques sur la structure et l'écologie de ces microorganismes symbiotiques. Une bonne compréhension de ces facteurs influençant la diversité de ces microorganismes symbiotiques sera d'une importance capitale. En effet, elle permettra une meilleure gestion et utilisation des microorganismes comme inoculum pour une agriculture durable respectueuse de l'environnement. Ainsi, les jeunes plants de *A. senegal* en pépinière mais aussi les arbres adultes en conditions naturelles pourraient être inoculés par ces microorganismes symbiotiques seuls (CMA ou rhizobiums) ou en association (CMA et rhizobiums). Ces inoculats simples et/ou composites pourraient être utilisés dans les programmes de reboisement afin de tester le comportement de ces inoculats sur *A. senegal* dans les conditions naturelles. Ce qui ouvrirait des perspectives d'études de l'impact de la simple et/ou double inoculation de *A. senegal* sur le fonctionnement microbien du sol, la productivité agricole mais aussi sur la production de la gomme arabique. D'où la nécessité de déterminer les mécanismes par lesquels les microorganismes symbiotiques améliorent la production de gomme arabique par les arbres *A. senegal*, une essence forestière d'importance socio-économique et écologique notamment pour les pays sahéliens et en voie de développement, comme le Niger.

Bibliographie

- Abdou M. M., Zoubeirou A. M., Kadri A., Ambouta J. M. K., Dan Lamso N., 2013.** Effet de l'arbre *Acacia senegal* sur la fertilité des sols de gomméraires au Niger. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 7(6): 2328-2337.
- Acosta-Martinez V., Acosta-Mercado D., Sotomayor-Ramirez D., Cruz-Rodriguez L., 2008.** Microbial communities and enzymatic activities under different management in semi-arid soils. *Appl Soil Ecol* 38: 249–260.
- Alef K. 1998.** Estimation of hydrolysis of fluorescein diacetate. In: Alef K, Nannipieri P (eds) *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. Academic Press, London. pp 232–233.
- Allison S. D, Vitousek P. M., 2004.** Extracellular enzyme activities and carbon chemistry as drivers of tropical plant litter decomposition. *Biotropica* 36: 285–296.
- Ambouta K. J-M., Ibrahim D. & Bara S., 2009.** Statut mycorrhizien de dix espèces ligneuses prélevées sur des dunes menaçant d'ensablement des cuvettes dans le département de Gouré (Niger). *Geo-Eco-Trop.*, 2009, 33 n.s.: 107-114.
- An Z. Q., Hendrix J. W., Hershman D. E., Henson, G.T., 1990.** Evaluation of the “Most Probable Number” (MPN) and wet-sieving methods for determining soil-borne populations of endogonaceous mycorrhizal fungi. *Mycol.*, 82 (5): 576-581.
- Antunes P. M., Koch A. M., Dunfield K. E., Hart M.M., Downing A., Rillig M.C., Klironomos J. N., 2009.** Influence of commercial inoculation with *Glomus intraradices* on the structure and functioning of an AM fungal community from an agricultural site *Plant soil* 317: 257-266.
- Arbonnier M., 2000.** Arbres, arbustes et Lianes des Zones Sèches d’Afrique de l’ouest. CIRAD-MNHN-UICN, 541P.
- Assoumane A. A., 2011.** Déterminants de la variation génotypique et phénotypique d’*Acacia senegal* (L.) Willd. dans son aire de distribution en Afrique soudano-sahélienne. Thèse de doctorat. Université Abdou Moumouni de Niamey, Niger, 132P.
- Augé R. M., 2004.** Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. . *Canadian Journal of Soil Science* 84: 373-381.
- Bâ S., Willems A., de Lajudie P., Roche P., Jeder H., Quatrini P., Neyra M., Ferro P. J. C., Gillis M., Boivin-Masson C. & Lorquin J., 2002.** Symbiotic and taxonomic diversity of

rhizobia isolated from *Acacia tortilis* subsp. *raddiana* in Africa. *Systematic and applied microbiology* 25, 130-145.

Bâ A. M., Guissou T., Duponnois R., Plenchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K., 2001. Mycorrhization contrôlée et fertilisation phosphatée : application à la domestication du jujubier. *Fruits* 56: 261-269.

Bâ A. M., Dalpé Y., Guissou T., 1996. Les Glomales d'*Acacia holosericea* et d'*Acacia mangium*. *Bois et Forêt des Tropiques* 250: 5-18.

Bâ E. M., 2008. Etude des propriétés biomécaniques et de la capacité de vie symbiotique des racines d'arbres d'*Acacia senegal* Willd et de *Prosopis juliflora* DC. Thèse de doctorat. Université Bordeaux I en collaboration avec l'Université Cheick Anta Diop de Dakar. 122P.

Bago B., Bentivenga S. P., Brenac V., Dodd J.C., Piche Y. & Simon L. 1998. Molecular Analysis of *Gigaspora* (Glomales Gigasporaceae). *New phytol.* 139: 581-588.

Bahari M. I., 2013. Dynamique hydrogéomorphologique actuelle du kori Mountséka Centre-sud, Niger. Thèse de doctorat. Université Abdou Moumouni de Niamey, Niger, 228P.

Bailey V. L., Smith J. L. & Bolton H., 2002. Fungal-to-bacterial ratios in soils investigated for enhanced C sequestration. *Soil Biology & Biochemistry* 34. 997-1007.

Bakhoun N., 2012. Relations entre *Acacia senegal* (L.) Willd. et les communautés microbiennes du sol: effets sur la fertilité des sols et la durabilité de la production de gomme arabique. Thèse de doctorat de l'Université Cheikh Anta Diop, Sénégal, 199P.

Bala A., Murphy P.J., Osunde A.O., Giller K.E., 2003. Nodulation of tree legumes and the ecology of their native rhizobial populations in tropical soils. *Appl Soil Ecol* 22: 211-223.

Bandick A. K., Dick R. P., 1999. Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biol Biochem* 31: 1471–1479.

Barea J. M., Azcon-Aguilar C., Azcon R., 1997. Interactions between mycorrhizal fungi and rhizosphere micro-organisms within the context of sustainable soil–plant systems. In: Gage, A.C., Brown, V.K. (Eds.), *Multitrophic Interactions in Terrestrial Systems*. Blackwell Science, Cambridge, pp. 65-77.

Bardgett R. D., Hobbs P. J. & Jarvis S. C., 1999. Seasonal changes in soil microbial communities along a fertility gradient of temperate grasslands. *Soil Biology & Biochemistry* 31. 1021-1030.

Bashan Y., Puente M. E., Rodriguez-Mendoza M. N., Toledo G., Holguin G., Ferrera-Cerrato R., Pedrin S., 1995. Survival of *Azospirillum brasilense* in the Bulk Soil and Rhizosphere of 23 Soil Types. *Appl Environ Microbiol* **61**(5): 1938-1945.

Bationo A. & Mokwunye A. U., 1991. Role of manures and crop residue in alleviating soil fertility constraints to crop production: With special reference to the Sahelian and Sudanian zones of West Africa. *Fert. Res.* 29: 117–125.

Bationo A., Baethgen W. E., Christianson C. B., Mokwunye A. U., 1991. Comparison of five soil-testing methods to establish phosphorus sufficiency levels in soil fertilized with water-soluble and sparingly soluble phosphorus sources. *Nutrient Cycling in Agrosystems* 28: 271-279.

Batut J., Andersson S. G., O'Callaghan D., 2004. The evolution of chronic infection strategies in the alpha-proteobacteria. *Nat Rev Microbiol* **2**(12): 933-945.

Bayala J., Sanou J., Teklehaimanot Z., Ouedraogo S.J., Kalinganire A., Coe R., van Noordwijk M., 2015. Advances in knowledge of processes in soil–tree–crop interactions in parkland systems in the West African Sahel: A review. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 205 (2015) 25–35.

Bayala J., van Noordwijk M., Lusiana B., Kasanah N., Teklehaimanot Z., Ouedraogo S.J., 2008. Separating the tree–soil–crop interactions in agroforestry parkland systems in Saponé (Burkina Faso) using WaNuLCAS. *Adv. Agroforest.* 4, 296– 308.

Bayala J., Balesdent J., Marol C., Zapata F., Teklehaimanot Z., Ouedraogo S.J., 2006. Relative contribution of trees and crops to soil carbon content in a parkland system in Burkina Faso using variations in natural ¹³C abundance. *Nutr. Cycl. Agroecosyst.* 76, 193–201.

Bayala J., Teklehaimanot Z. and Ouédraogo J.S., 2002. Millet production under pruned tree crowns in a parkland system in Burkina Faso. *Agroforestry Systems*, 54,203-214.

Beauregard M. S., 2010. Impacts de la fertilisation phosphatée sur la biodiversité microbienne de sols agricoles. Thèse de Doctorat, Université de Montréal, 188P.

Belsky A. J., Mwonga S. M., Amundson R. G., Duxbury J. M., Ali A. R., 1993. Comparative effects of isolated trees on their under canopy environments in high and low rainfall savannas. *Journal of Applied Ecology*, **30**: 143–155.

Bertin, C., X. H. Yang & L. A. Weston 2003. The role of root exudates and allelochemicals in the rhizosphere. *Plant & Soil.* 256: 67-83.

- Bodelier P.L.E., Wijlhuizen A.G., Blom C.W.P.M., & Laanbroek H.J., 1997.** Effect of photoperiod on growth and denitrification by *Pseudomonas chlororaphis* in the root zone of *Glyceria maxima* studied in a genotobiotic microcosm. *Plant Soil*, 190: 91-103.
- Boffa J. M., 2000.** Les parcs agroforestiers en Afrique subsaharienne, Cahier FAO, Conservation N° 34, Rome, 259 p.
- Boivin C., Denarié J., 1998.** La symbiose rhizobiums-Légumineuses : Gènes et signaux de nodulation en perspective. *Bull Soc Fr Microbiol* **13**: 226-232.
- Bottner P., 1985.** Response of microbial biomass to alternate moist and dry conditions in a soil incubated with ¹⁴C- and ¹⁵N labelled plant material. *Soil Boil. Biochem.*, **17**: 329-337.
- Boubacar A., 2006.** Effet du niveau d'élagage et de la distance du pied d'*Acacia senegal* (L.) Willd sur la production du mil *Pennisetum glaucum* (L.) R.Br. en station. Mémoire d'Ingénieur des Techniques Agricoles, Faculté d'Agronomie, Université Abdou Moumouni de Niamey, 41P.
- Boucher D. H., James S. & Keeler K. H. 1982.** The ecology of mutualism. *A. Rev. Ecol. Syst.*, **13** : 315-347.
- Breman H., Kessler J.J., 1995.** Woody Plants in Agro-Ecosystems of Semi-Arid Regions (With an Emphasis on the Sahelian Countries). Springer-Verlag, Berlin.
- Brundrett M., 1991.** Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advances in Ecological Research* **21**: 171-313.
- Castro-Sowinski S., Matan O., Bonafede P., Okon Y., 2007.** A Thiredoxin of *Sinorhizobium meliloti* CE52G is required for melanin production and symbiotic nitrogen fixation. *Mol. Plant. Microb.Interact.* **20**:986-993.
- Chaintreuil, C., Giraud E., Prin Y., Lorquin J., de Lajudie P., Ba A., Gillis M., & Dreyfus B., 2000.** Photosynthetic *Bradyrhizobia* are Natural Endophytes of the African Wild Rice *Oryza breviligulata*. *Appl. Environ. Microbiol.* **66** (12), 5437-5447.
- Chen H., Richardson A. E., & Rolfe B. G., 1993.** Studies on the physiological and genetic basis of acid tolerance in *Rhizobium leguminosarum* biovar *trifolii*. *Appl. Environ. Microbiol.* **59**, 1798-1804.
- Cornet F., Diem H. G. & Dommergues Y.R., 1982.** Effet de l'inoculation avec *Glomus mosseae* sur la croissance d'*Acacia holosericea* en pépinière et après transplantation sur le terrain. In Mycorrhizes: biologie et utilisation. Ed. INRA, les colloques de l'INRA, n°13, pp 281-293.

- Daldoum M. A. & Nimer A. M., 2002.** Effects of *Acacia senegal* (L., Wild) on sandy soils: a case study of El Demokeya Forest. *University of Khartoum Journal of Agricultural Sciences*, **10** (1), 198–210.
- Dalpe, Y., 1997.** Biodiversité des champignons mycorhiziens. Centre de recherches de l'est sur les céréales et les oléagineux (CRECO), Gouvernement du Canada, Ottawa, Ontario, Canada, KIA 0C6. 13pp.
- Dalpe Y., Diop T., Plenchette C., Gueye M. 2000.** Biodiversity of Glomales with soil depth under *Faidherbia albida* in Senegal. *Mycorrhiza* 10: 125-129.
- Dan Guimbo I., Mahamane A., Ambouta K. J. M., 2010.** Peuplement des parcs à *Neocarya macrophylla* (Sabine) Prance et à *Vitellaria paradoxa* (Gaertn. C.F.) dans le sud-ouest nigérien : diversité, structure et régénération. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, **4** (5): 1706-1720.
- Dart P.J., 1974.** The biological nitrogen fixation. Oxford: North-Holland Publishing Company. Amsterdam, 382–429.
- de Lajudie P., Dupuy N., Ndiaye A., Neyra M., Boivin C., Gillis M., Dreyfus B., 2000.** *Acacia*, nodulation et rhizobia associés. In l'Acacia au Sénégal, 359-375pp.
- de Lajudie P., Laurent-Fulele E., Willems A., Torck U., Coopman R., Collins M. D., Kersters K. & Gillis M., 1998.** *Allorhizobium undicola* gen. Nov. sp. nov., nitrogen-fixing bacteria that efficiently nodulate *Neptunia natans* in Senegal. *Int.J. Syst.Bacteriol.* **48**, 1277-1290.
- Deans J. D., Diagne O., Lindley D. K., Dione M., Parkinson J. A., 1999.** Nutrient and organic-matter accumulation in *Acacia senegal* fallows over 18 years. *Forest Ecology and Management*, **124**: 153-167.
- Degens B., Sparling G. P., & Abbott L. K., 1999.** Increasing the length of hyphae in a sandy soil increases the amount of water-stable aggregates. *Applied soil ecology*, 3: 149-159.
- Dénarié J., Debelle E., Promé J. C., 1996.** Rhizobium lipo-chitoooligosaccharide nodulation factors. Signaling molecules mediating recognition and morphogenesis. *Ann Rev. Biochem.*, 65: 503-535.
- Dénarié J., Debelle F., Rosenberg C., 1992.** Signaling and host range variation in nodulation. *Annu. Rev. Microbiol.* **46**: 497-531.
- Diagne O. & Ingleby K., 2003.** Ecologie des champignons mycorhiziens arbusculaires infectant *Acacia raddiana*. In : Un arbre au désert. Paris, IRD Editions, 205-228.

- Diallo A. T., Samba P. I., & Ducouso M., 1999.** Arbuscular mycorrhizal fungi in the semi-arid areas of Senegal. *European Journal of Soil Biology*, 35 (2): 65-75.
- Diallo I., Samb P. I., Gaye A., Sall P. N., Duhoux E., Bâ A. T., 1997.** Biologie florale et pollinisation chez *Acacia senegal (l.) willd.* *Acta Botanica Gallica* 144. 73-82.
- Dick R. P., Rasmussen D., Turco R., 1996.** Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrating biological indicators. In: Doran JW, Jones AJ (eds) Handbook of methods for assessment of soil quality. Soil Science Society of America. Madison, WI, pp 247–272.
- Dick R. P., 1997.** Soil Enzyme Activities as Integrative Indicators of Soil Health. Biological Indicators of Soil Health. C.E. Pankhurst, B.M. Doube et V.V.S.R. Gupta. United Kingdom, Cab international: p. 121-156.
- Diem H. G., Gueye I., Gianinazzi-Pearson V., Fortin JA., Dommergues YR., 1981.** Ecology of vesicular arbuscular mycorrhizae in the tropics. The semi arid zone of Senegal. *Act. Oecol., Oecol. Plant.* 2(16). 53-62.
- Diop T. A., Guèye M., Dreyfus B. L., Plenchette C., Strullu D. G., 1994.** Indigenous arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Acacia albida Del.* in differents areas of Senegal. *Appl. Env. Microbial.* 60: 3433-3436.
- Diouf D., Samba-Mbaye R., Lesueur D., Ba A.T., Dreyfus B., de Lajudie P., Neyra M., 2007.** Genetic diversity of *Acacia seyal Del.* rhizobial populations indigenous to Senegalese soils in relation to salinity and pH of the sampling sites. *Microb Ecol* 54(3): 553-566.
- Dommergues Y. R., Duchoux E., Diem H. G., 1999.** Les arbres fixateurs d'azote : caractéristiques fondamentales et rôle dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux. CIRAD, Edition Espace, FAO, IRD Montpellier.
- Dommergues Y., Duchoux E., Hoang G. D, 1998.** Les arbres fixateurs d'azote. Édition espace 34. 254-256 pp.
- Dommergues Y. R., 1995.** Nitrogen fixation by trees in relation to soil nitrogen economy. *Fert. Res.* 42: 245-271.
- Dreyfus B., Garcia J. L. & Gillis M., 1988.** Characterization of *Azorhizobium caulinodans* gen. Nov., sp. nov., a stem-nodulating nitrogen-fixing bacterium isolated from *Sesbania rostrata*. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 38, 89-98.

- Ducklow H. W., Baker K., Martison D. G., Quetin L. B., Ross R. M., Smith R. C., Tammerjohn S. E., Vernet M. & Fraser W. R. 2006.** Marine pelagic ecosystems: the West Antarctic Peninsula. *Philosophical Transactions of the Royal Society*, B362, 67–94.
- Ducouso M., 1991.** Importance des symbioses racinaires pour l'utilisation des Acacias d'Afrique de l'Ouest. Thèse d'université Claude-Bernard de Lyon.
- Duponnois R., Ramanankierana H., Hafidi M., Rondro B., Baudoin E., Thioulouse J., Sanguin H., Ba A., Galiana A., Bally R., Lebrun M., Prin Y, 2013.** Des ressources végétales endémiques pour optimiser durablement les opérations de réhabilitation du couvert forestier en milieu méditerranéen et tropical : exemple des plantes facilitatrices vectrices de propagation des champignons mycorhiziens. *C. R. Biologies* 336: 265–272.
- Duponnois R., Bâ A.M., Prin Y., Baudoin E., Galiana A., Dreyfus B., 2010.** Les champignons mycorhiziens : une composante majeure dans les processus biologiques régissant la stabilité et la productivité des écosystèmes forestiers tropicaux. Le projet majeur africain de la Grande Muraille Verte, 442p.
- Duponnois R., Colombet A., Hien V., Thioulouse J., 2005.** The Mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and rock phosphate amendment influence plant growth and microbial activity in the rhizosphere of *Acacia holosericea*. *Soil Biology & Biochemistry* 37: 1460-1468.
- Duponnois R., Founoune H., Masse D., Pontanier R., 2005b.** Inoculation of *Acacia holosericea* with ectomycorrhizal fungi in a semiarid site in Senegal: growth response and influences on the mycorrhizal soil infectivity after 2 years plantation. *Forest Ecol. Manag.* (207) 351–362.
- Duponnois R., Plenchette C., Thioulouse J., Cadet P., 2001.** The mycorrhizal soil infectivity and arbuscular Mycorrhizal fungal spores communities in soils of different aged fallows in Senegal. *Applied Soil Ecology* 17: 239-251.
- Duponnois R. & Bâ A. M., 1999.** Growth stimulation of *Acacia mangium* Willd by *Pisolithus sp.* in some Senegalese soils. *Forest Ecology & Management* 119: 209-215.
- Duponnois R., Tabula T. K., Cadet P., 1997.** Étude des interactions entre trois espèces d'Acacia (*Faidherbia albida* Del., *A.seyal* Del., *A. holosericea* A Cunn. ex G. Don) et *Meloidogyne mayaguensis* au Sénégal. *Can. J. Soil Sci.* 77: 359–365.
- Dupuy Y., Nougier P., 2005.** Les microorganismes : du gène à la biosphère. Edition Ellipses. Paris.

- El Hilali I., 2006.** La symbiose Rhizobium-Lupin: biodiversité des microsymbiotes et mise en évidence d'une multi-infection nodulaire chez *Lupinus luteus*. Thèse de doctorat, Université Mohammed V-AGDAL, Maroc, 206P.
- El Tahir B. A., Ahmed D. M., Ardo J., Gaafar A. M., Salih A. A., 2009.** Changes in soil properties following conversion of *Acacia senegal* plantation to other land management systems in North Kordofan State, Sudan. *Journal of Arid Environments*, **73** (2009): 499–505.
- El Tahir B. A., Madibo G. M., El Wakeel A. S., 2004.** Influence of *Acacia senegal*, *Acacia seyal* and *Acacia tortilis* on some properties of sandy soil in North Kordofan State, Sudan. *University of Khartoum Journal of Agricultural Sciences*, **12**(1), 127–141.
- Engelhard M., Hurek T., Reinhold-Hurek B., 2000.** Preferential occurrence of diazotrophic endophytes, *Azoarcus* spp., in wild rice species and land races of *Oryza sativa* in comparison with modern races. *Environ. Microbiol.* **2**, 131-141.
- Euroconsult, 1989.** *Agricultural compendium for rural development in the tropics and subtropics*. Elsevier, 740p.
- Evans J. A., Gregory N., Dombrowski S. G., Morris G. E., Connor O., Wallace C., 1996.** Nodulation of field grown *Pisum sativum* and *Vicia faba*: Competiveness of inoculant strains of *Rhizobium leguminosarum* bv *viciae* determined by an indirect, competitive ELISA methods. *Soil Biol Biochem* **28**: 247-255.
- Fages J., 1992.** An industrial review of Azospirillum inoculant: formulation and application technology. *Symbiosis* **13**: 15–26.
- Fagg C. W., Allison G. E., 2004.** *Acacia senegal* and the gum arabic trade. Monograph and annotated bibliography. Oxford Forestry Institute.
- Fall D., Diouf D., Zoubeirou A. M., Bakhoun N., Faye A., Sall S. N., 2012.** Effect of distance and depth on microbial biomass and mineral content under *Acacia Senegal* (L.) Willd. trees. *Journal of Environmental Management*, 5260-5264.
- Fall D., Diouf D., Ourarhi M., Faye A., Abdelmounen H., Neyra M., Sylla S. N., Missbah El Idrissi M., 2008.** Phenotypic and genotypic characteristics of *Acacia senegal* (L.) Willd. root-nodulating bacteria isolated from soils in the dryland part of Senegal. *Lett. Appl. Microbiol.* **47**(2): 85-97.

FAO, 2003. Projet d'appui à la sécurité alimentaire, à l'attention de la pauvreté et de la lutte contre la dégradation des sols dans les pays producteurs de gommés. Document du Projet Rome, 44P.

Faugier A., 2010. Diversité bactérienne des sols. Accès aux populations à effectifs minoritaires « the rare biosphere ». Thèse de doctorat. ECL 2010–08. 174 P.

Fogain R., Njifenjou S., Kwa M., Dederck S. & Lowe J., 2001. Mycorrhization précoce et croissance de deux types de matériel végétal de plantain (*Musa AAB*). *Cahier d'agriculture*. Vol. 10, N° 3: 195 -197.

Frey-Klett P., Chavatte M., Clause M. L., Courrier S., Le Roux C., Raaijmakers J., Martinotti M. G., Pierrat J. C. & Garbaye J. 2005. Ectomycorrhizal symbiosis affects functional diversity of rhizosphere fluorescent pseudomonads. *New Phytol.*, 165 : 317-328.

Fuhrer T., Fischer E., Sauer U., 2005. Experimental identification and quantification of glucose metabolism in seven bacterial species. *J. Bacteriol.* **187**(5): 1581-1590.

Garbaye J., 2013. La symbiose mycorhizienne. Une association entre les plantes et les champignons. Editions Quæ, 251P.

Garrity D. P., Akinnifesi F. K., Ajayi O. C., Weldesemayat S. G., Mowo J. G., Kalinganire A., Larwanou M., Bayala J., 2010. Evergreen Agriculture: a robust approach to sustainable food security in Africa. *Food Security*, **2**: 197-214.

Gerdemann J. W. & Nicholson T. H., 1963. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46 : 235-244.

Giffard P. L., 1975. Les gommiers, essences de reboisement pour les régions sahéliennes. *Revue Bois et Forêts des Tropiques*, N° 161, 3-21.

Giffard P. L., 1966. Les gommiers. *Acacia senegal* Willd. *Acacia laeta* R. Br. *Revue Bois et Forêts des Tropiques*, N° 105, 21-32.

Gianinazzi S., Vosatka M. 2004. Inoculum of arbuscular mycorrhizal fungi for production systems: science meets business. *Can J Bot* **82**: 1264–1271.

Gianinazzi- Pearson V., 1982. Importance des mycorhizes dans la nutrition et la physiologie des plantes. In *Mycorrhizes: Biologie et Utilisation*. Ed. INRA, les colloques de l'INRA, n°13 51-59 pp.

Gobat J., Aragno M. & Matthey W., 2003. Le sol vivant, seconde édition. Lausanne. Presses polytechniques et universitaires romandes.

- Godfroy O., 2008.** Etudes génétique et moléculaire de deux gènes de *Medicago truncatula*, DMI3 et RPG, contrôlant l'établissement de symbioses racinaires. Thèse de doctorat, Université Paul Sabatier de Toulouse, 142P.
- Guinko S., 1991.** Rôle des Acacias dans le développement rural au Burkina Faso et au Niger, Afrique de l'Ouest.
- Guissou T. G., 2001.** La symbiose mycorhizienne à arbuscules chez les espèces ligneuses: diversité des glomales, dépendance mycorhizienne, utilisation des phosphates naturels et tolérance à un stress hydrique. Thèse de doctorat, Université de Ouagadougou, 124p.
- Hamel C., 1996.** Prospects and problems pertaining to the management of arbuscular mycorrhizae in agriculture. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 60: 197-210.
- Harley J. L. & Smith S. E., 1983.** Mycorrhizal symbios. Academic Press., London. 483p.
- Harris R.F., 1981.** Effect of water potential on microbial growth and activity. In: Parr, J.F., Gardner, W.R., Elliot, L.F. (Eds.), Water Potential Relations in Soil Microbiology. *Soil Science Society of America*, Madison, pp. 23-95.
- Hart M. M., Reader R. J., 2002.** Host plant benefit from association with arbuscular mycorrhizal fungi: variation due to differences in size of mycelium. *Biol Fertil Soils* 36: 357–366.
- He X. & Nara K., 2007.** Element biofortification: can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition? *Trends in Plant Science* 12: 331-333.
- Hinsinger P., 2001.** Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: A review. *Plant & Soil* 237: 173-195.
- Hodge A., Campbell C. D., Fitter A. H., 2001.** An arbuscular Mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic matter. *Nature* 413: 297-299.
- Ibrahim M. B., 2010.** Contribution à l'évaluation de la diversité de la durée des cycles de variétés précoces et tardives de mil issues de quatre localités du Niger. Mémoire de Master II, Faculté d'Agronomie, Université Abdou Moumouni de Niamey, 41P.
- Ibrahim D., 1994:** Contribution à l'étude de l'endomycorhization vésiculo-arbusculaire de quelques spermatophytes sahéliennes. Thèse de doctorat, Université de Mont-Hainaut, Belgique, 98p.

- Ichaou A., 2008.** Identification et caractérisation des formations gommères à l'échelle communale de Torodi, Département de Say, GESFORCOM-NIGER, commission Européenne, Mars 2008, 52 pages.
- Ickowicz A., Friot D. et Guérin H., 2005.** *Acacia senegal*, arbre fourrager sahélien? *Bois et Forêts des Tropiques*, 2005, N° 284 (2), 59-69.
- Ingleby K., Diagne O., Deans J. D., Lindley D. K., Neyra M. & Ducouso M., 1996.** Distribution of roots, arbuscular mycorrhizal colonisation and spores around fast - growing tree species in Senegal. *Forest Ecology & Management*. 90: 19 - 27.
- Jaiyeoba I. A., 1996.** Amelioration of soil fertility by woody perennials in cropping fields: evaluation of tree species in the semi-arid zone of Nigeria. *Journal of Arid Environments*, **33**: 473–482.
- Jamal A., Huntsinger L., 1993.** Deterioration of a sustainable agro silvo pastoral system in the sudan. The gum gardens of kordofan. *Agroforestry Systems* **23**. 23-38.
- Janos D. P., 1980.** Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica* 12: 56-64.
- Johnson D., Leake J. R., Ostle N., Ineson P., Read D. J., 2002.** In situ (CO₂)-C-13 pulse-labelling of upland grassland demonstrates a rapid pathway of carbon flux from arbuscular mycorrhizal mycelia to the soil. *New Phytologist* 153: 327-334.
- Johnson N. C., Graham J. H., Smith F. A., 1997.** Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism-parasitism continuum. *New Phytol* **135**: 575-585.
- Johnson N. C., Zak D. R., Tilman D. & Peleger F. L., 1991.** Dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizae during old field succession. *Oecologia* 86: 348 358.
- Jones M. D., Smith S. E., 2004.** Exploring functional definitions of mycorrhizas: Are mycorrhizas always mutualisms? *Can. J. Bot* **82**: 1089–1109.
- Kamal E. M. F. & Elagab S. E. S., 2009:** *Effect of Acacia senegal on growth and yield of groundnut, sesame and roselle in an agroforestry system in North Kordofan state, Sudan.* *Agroforest Syst* (2010) 78:243–252. DOI 10.1007/s10457-009-9243-9.
- Kater L.J., Kante S., Budelman A., 1992.** Karité (*Vitellaria paradoxa*) and néré (*Parkia biglobosa*) associated with crops in South Mali. *Agroforest. Syst.* 18, 89–105.
- Kennedy A. C., Papendick R. I., 1995.** Microbial characteristics of soil quality. *J. Soil Water Conserv.* **50**: 243–248.

- Kessler J. J., 1992.** The influence of karité (*Vitellaria paradoxl*) and néré (*Parkia biglobosa*) trees on sorghum production in Burkina Faso. *Agroforestry systems*, 17, pp 97-118.
- Keyser H. H., Somasegaran P., Bohlool B. B., 1993.** Rhizobial ecology and technology In *Soil Microbial Ecology: Applications in Agricultural and Environmental Management* ed Blaine Metting, F., New York: Marcel Dekker, Inc., 205–226.
- Khurana A. L., Dudeja S. S., 1982.** *Rhizobium cicer* interactions with different chickpea cultivars under field conditions. *Abl. Microbiol* **137**: 207–213.
- Khan A. G., 1974.** Occurrence of mycorrhizas in Halophytes, Hydrophytes and Xerophytes and Endogone spores in adjacent soils. *J. Gen. Microbiol.* 81: 7-14.
- Kho R. M., Yacouba B., Yayé M., Katkoré B., Moussa A., Iktam A., Mayaki A., 2001.** Separating the effects of trees on crops: the case of *Faidherbia albida* and millet in Niger. *Agroforest. Syst.* 52 (3), 219–238.
- Kisa M., Sanon A., Thioulouse J., Assigbetse K., Sylla S., Spichiger R., Dieng L., Berthelin J., Prin Y., Galiana A., Lepage M., Duponnois R., 2007.** Arbuscular mycorrhizal symbiosis counterbalance the negative influence of the exotic tree species *Eucalyptus camaldulensis* on the structure and functioning of soil microbial communities in a sahelian soil. *FEMS Microbiology Ecology* 62: 32-44.
- Klose S. & Tabatabai M. A., 1999.** Urease activity of microbial biomass in soils. *Soil Bio. Biochem.* 31:205-211.
- Koch G. P., 1916.** Diastase activity and invertase activity of bacteria. *Soil Sci* **1**: 179–196.
- Kormanik P. P. & Mc Graw A. C., 1982.** Quantification of vesicular arbuscular mycorrhizal in plants roots. In *methods and principles of mycorrhizal research.* (Ed), *American phytopatological society*, Minnesota, pp. 37-45.
- Krasova-Wade T., Ndoye I., Braconnier S., Sarr B., de Lajudie P., Neyra M., 2003.** Diversity of indigeneous bradyrhizobia associated with three cowpea cultivars (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) grown under limited and favorable water conditions in Senegal (West Africa). *Afr. J. Biotechnol.* 2: 13–22.
- Kumar R., Kumar A., Dhillon R. S., 1998.** Morphological and physico-chemical characteristics of soils under different plantation in arid ecosystem. *Indian Journal of Forestry*, **21** (3): 248–252.

- Ladd J. N., 1978.** Origin and range of enzymes in soil, in: R.G. Burns (Ed.), *Soil Enzymes*, Academic Press. London, UK, pp 51–96.
- Lambers H., Raven J. A., Shaver G. R., Smith S. E., 2008.** Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution* 23: 95-103.
- Leyval C., Berthelin J., 1993.** Rhizodeposition and net release of soluble organic compounds by pine and beech seedlings inoculated with rhizobacteria and ectomycorrhizal fungi. *Biology & Fertility of Soils* 15: 259-267.
- Li H., Smith F. A., Dickson S., Holloway R. E., Smith S. E., 2008.** Plant growth depressions in arbuscular mycorrhizal symbioses: not just caused by carbon drain? *New Phytologist* 178: 852–862.
- Lie T. A., Göktan D., Engin M., Pijnenborg J., Anlarsal E., 1987.** Coevolution of the legume-Rhizobium association. *Plant Soil* 100: 171-181.
- Linderman R. G., 1988.** Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: the mycorrhizosphere effect. *Phytopathology* 78: 366-371.
- Loh J., Pierson E. A., Pierson L. S., Stacey G., Chatterjee A., 2002.** Quorum sensing in plant-associated bacteria. *Current Opinion in Plant Biology* 5. 1369-5266.
- Luc M., Sikora R. A., Brigde J., 1990.** Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. CAB International Institute of Parasitology, Wallingford, UK. 629 p.
- Lynch J. M. & Whipps J. M., 1990.** Substrate flow in the rhizosphere. *Plant Soil*, 129 (1): 1-10.
- Maï Moussa K. A., 1996.** Environnement de *Faidherbia albida* Del.A.; chev. Caractérisation, exploitation et perspective d'optimisation dans les zones soudano-sahéliennes de l'Afrique de l'Ouest du Niger. Thèse de doctorat 3e cycle. Université Nationale de Côte d'Ivoire, 147 P.
- Maïga A., 1987.** L'arbre dans les systèmes agroforestiers traditionnels dans la province du Bazèga. Influence du karité (*Vitellaria paradoxa*), du néré (*Parkia biglobosa*) et d'*Acacia albida* sur le sorgho et le mil. Rapport de stage. IRBET/CNRST Ouagadougou; 86p.
- Makatiani E.T., Odee DW. 2007.** Response of *Sesbania sesban* (L.) Merr. to rhizobial inoculation in an N-deficient soil containing low numbers of effective indigenous rhizobia. *Agroforest Syst* 70: 211–216.
- Maslin B. R., Miller J. T., Seigler D. S., 2003.** Overview of the generic status of acacia (leguminosae. Mimosoideae). Special issue. Biology of acacia. Advances in legume systematics part 11.). *Australian Systematic Botany* 16. 1-18.

- Masson-Boivin C., Giraud E., Perret X., Batut J., 2009.** Establishing nitrogen-fixing symbiosis with legumes: how many rhizobium recipes? *Trends Microbiol* **17**(10): 458-466.
- Mathieu C. & Pielain F., 2003:** Analyse chimique des sols. TEC. & DOC., 387P.
- Mhamdi R., Laguerre G., Aouani M. E., Mars M., Amarger N., 2002.** Different species and symbiotic genotypes of field rhizobia can nodulate *Phaseolus vulgaris* in Tunisian soils. *FEMS Microbiol. Ecol.* **41**(1): 77-84.
- Mendes I. C., Bottomley P. J., 1998.** Distribution of a Population of *Rhizobium leguminosarum* bv. trifolii among Different Size Classes of Soil Aggregates. *Appl. Environ. Microbiol.* **64**(3): 970-975.
- Midgley J. J. & Bond W. J., 2001.** A synthesis of the demography of African acacias. *J. Trop Ecol* **17**: 871–886.
- Mikaïl A. I., 1994.** Simulation de l'effet *Faidherbia albida* : impact sur la phénologie des cultures des zones soudano-sahéliennes (cas du mil et maïs). Mémoire d'ingénieur de techniques agricoles, Faculté d'Agronomie, UAM, 50P.
- Miller A. J., & Cramer M. D., 2004.** Root nitrogen acquisition and assimilation. *Plant and Soil* **274** . 1-36.
- Moreira F. M. S., da Silva M. F., de Faria S. M., 1992.** Occurrence of nodulation in legume species in the Amazon region of Brasil. *New Phytol.* **121**: 563-570.
- Mosse B., 1986.** Mycorrhiza in a sustainable agriculture. *Biological Agriculture & Horticulture* **3**: 191-209.
- Moulin L., Munive A., Dreyfus B., Boivin-Masson C., 2001.** Nodulation of legumes by members of the beta-subclass of Proteobacteria. *Nature* **411** (6840): 948-950.
- Musoko M., Last F. T., Mason P. A., 1994.** Populations of spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in undisturbed soils of secondary semideciduous moist tropical forest in Cameroon. *For. Ecol. Manag.* **63**: 359-377.
- N'garbaroum T., 1994.** Evaluation de l'effet *Faidherbia albida* sur les sols : les incidences pour les cultures des zones tropicales semi-arides (cas du mil, du sorgho et du maïs). Mémoire d'ingénieur de techniques agricoles, Faculté d'Agronomie, UAM, 40P.
- Newton W. E., 2000.** In Nitrogen Fixation: From Molecules to Crop Productivity (eds Pedrosa, F. O., Hungria, M., Yates, M. G. & Newton, W. E.): 3–8.

- Nguyen C., 2003.** Rhizodeposition of organic C by plants: mechanisms and control. *Agronomie* **23**: 375–396.
- Nicholson S. E., Kim J., Hoopingarner J., 1988.** Atlas of African rainfall and its interannual variability. Florida State University, Dept. of Meteorology. 237P.
- Nick G., de Lajudie P., Eardly B.D., Suomalainen S., Paulin L., Zhang X., Gillis M., Lindstrom K., 1999.** *Sinorhizobium arboris* sp. nov. and *Sinorhizobium kostiense* sp. nov., isolated from leguminous trees in Sudan and Kenya. *Int J. Syst. Bacteriol.* 49(4): 1359-1368.
- Njiti C. & Galiana A., 1996.** Symbiotic properties and Rhizobium requirements for effective nodulation of five tropical dry zone acacias. *Agroforest Syst.* **34** (3): 265-275.
- Odee D. W., Sutherland J. M., Kimiti J. M., Sprent J. I., 1995.** Natural rhizobial populations and nodulation status of woody legumes growing in diverse Kenyan conditions. *Plant Soil* 173: 211-224.
- Oehl F., Laczko E., Bogenrieder A., Karl Stahr K., Bösch R., van der Heijden M., Sieverding E., 2010.** Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 724-738.
- Oldroyd G. E., Downie J. A., 2004.** Calcium, kinases and nodulation signalling in legumes. *Nat Rev Mol Cell Biol* 5(7): 566-576.
- Olsen G., Woese J. C. & Overbeek R., 1994.** The winds of (evolutionary) change, breathing new life into microbiology. *J. Bacteriol.* **176**, 1-6.
- Patriarca E. J., Tate R., Ferraioli S., Iaccarino M., 2004.** Organogenesis of legume root nodules. *Int. Rev. Cytol.* 234. 201-62.
- Perry J. J., Staley J. T., Lory S., 2004.** Microbiologie. Edition Dunod, Paris, 889p.
- Phillips J. M. & Haymann D. S., 1970.** Improved proceeding for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 69: 275-280.
- Piéri C., 1989.** Fertilité des terres de savane. Bilan de trente années de recherche et de développement agricole au sud du Sahara. Ministère de la Coopération et du Développement. Cirad, Paris. 444p.
- Plenchette C., Bois J-F., Duponnois R., Cadet P., 2000.** La mycorhization (*Glomus aggregatum*) du mil (*Pennisetum glaucum*). *Etude et gestion des sols, numéro spécial*: 379-384.

- Pons T. L., Perreijn K., van Kessel C., Werger M. J., 2007.** Symbiotic nitrogen fixation in a tropical rainforest: ^{15}N natural abundance measurements supported by experimental isotopic enrichment. *New Phytol.* 173(1): 154-167.
- Pons F. & Gianinazzi-Pearson V., 1984.** Influence du phosphore, du potassium, de l'azote et du pH sur le comportement in vitro de champignons endomycorhizogènes à vésicules et arbuscules. In *Cryptogamie, mycologie*, Tome 5. 87 -100 pp.
- Postma J. G., Jager D., Jacobsen E., Feenstra W. J., 1990.** Studies on a non-fixing mutant of pea (*Pisum sativum* L.). Phenotypic description and bacteroid activity. *Plant Science* 68: 151-161.
- Poupon H., 1977.** *Acacia senegal* dry matter production in a sahelian savanna in Senegal. *Geo-Eco-Trop* 1. 209-228.
- Prell J., Poole P., 2006.** Metabolic changes of rhizobia in legume nodules. *Trends Microbiol.* 14 (4): 161-168.
- Prinsley R. T. & Swift M. J., 1994.** *Amelioration of Soil by Trees: a Review of Current Concepts and Practices.* Commonwealth Science Council, London, pp. 104–120.
- Radersma S., 1996.** Influence des arbres agroforestiers sur le sol et la strate herbacée du Sud du Sahel. Rapports PSS N° 26. Wageningen, 180P.
- Rai A. N, Soderback E., Bergman B., 2000.** Cyanobacteria-plant symbioses. *New Phytol* 147: 449–481.
- Ratnayake M., Leonard R. T., Menge J. A., 1978.** Root exudation in relation to supply of phosphorus and its possible relevance to mycorrhizal formation. *New Phytologist* 1978: 543-552.
- Raven P. H., Polhill R M., 1981.** Biogeography of the leguminosae. *Advances in legume systematics* (part 1): 27-34.
- Redhead J. F., 1977.** Endotropic mycorrhizas in Nigeria: species of endogonaceae and their distribution. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 69: 275-280.
- Reid D. S., 1980.** Water activity as the criterion of availability. In: Elwood DC, Hedger JN, Latham MJ, Lynch JM, Slater JH (eds) *Microbial ecology.* Academic Press, London, pp 15-27.
- Requena N., Perez-Solis E., Azcon-Aguilar C., Jeffries P., Barea J. M., 2001.** Management of indigenous plant-microbe symbioses aids restoration of desertified ecosystems. *Appl. Envir. Microbiol.* (67) 495–498.

- Rhodes L. H., Gerdemann J. W., 1975.** Phosphate uptake zones of mycorrhizal and non-mycorrhizal onions. *New Phytologist* 75: 555-561.
- Rillig M. C., Mummey D L., 2006.** Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist* 171, 41-53.
- Rinaudo G., Orenga S., Fernandez M. P., Meugnier H. & Bardin R., 1991.** DNA homologies among members of the genus *Azorhizobium* and other stem- and root-nodulating bacteria isolated from the tropical legume *Sesbania rostrata*. *Int. J. Syst. Bacteriol.* **41**, 114-120.
- Roggy J. C., Prevost M. F., Garbaye J., Domenach A. M., 1999.** Nitrogen cycling in the tropical rain forest of French Guiana: comparison of two sites with contrasting soil types using ¹⁵N. *J. Trop Ecol.* 15: 1-22.
- Romdhane S. B., Tajini F., Trabelsi M., Aouani M. E., Mhamdi R., 2007.** Competition for nodule formation between introduced strains of *Mesorhizobium ciceri* and the native populations of rhizobia nodulating chickpea (*Cicer arietinum*) in Tunisia. *World J. Microbiol Biotechnol* 23: 1195–1201.
- Ross J. H., 1975.** The *Acacia senegal* complex. *Bothalia* 11. 453-462.
- Rouatt J.W. & Katznelson H., 1961.** A study of the bacteria on the root surface and in the rhizosphere soil of crop plant. *J. Appl. Bacteriol.*, 24: 164-171.
- Rovira A. D., 1965.** Interaction between plant root and soil microorganism. *Ann. Rev. Microbiol.*, **19**: 241-266.
- Rustad L. E., Cronan C. S., 1989.** Cycling of aluminum and nutrients in litterfall of a red spruce (*Picea rubens* Sarg.) stand in Maine. *Canadian Journal of Forest Research* 19, 18-23.
- Sall P. N., 1997:** Le gommier et la gomme arabique. Note technique du projet RCS-sahel-1 507/RAF/43.
- Salt D.E., Smith R.D., Raskin I., 1998.** Phytoremediation. *An. Rev. Plant Physiol. Mol. Biol.* 49: 643-668.
- Saint-Macary H., Montagne D., Beunard P., 1989.** Dénombrement de rhizobiums dans le sol par une technique d'infection des plantes. FAO, II Rhiz 3C.
- Samba A. N. S., 1997.** Influence de *Cordyza pinnata* sur la fertilité d'un sol ferrugineux tropical et sur le mil et l'arachide dans un système agroforestier traditionnel au Sénégal. Thèse de Doctorat (PhD.), Université Laval, 174P.

- Samir G. B., 2008.** Utilisation des techniques d'électrophorèse pour l'identification et l'étude de la diversité des Rhizobia de quelques légumineuses. Thèse de doctorat de l'Université Mentouri Constantine, Algérie, 93P.
- Sanginga N., Manrique K., Hardarson G., 1991.** Variation in nodulation and N₂ fixation by *Gliricidia sepium*/*Rhizobium* spp. symbiosis in a calcareous soil. *Biol. Fert. Soil.* 11: 273-278.
- Sanon A. A., 2009.** Le concept de niche écologique associé à la co-existence des espèces végétales : mise en évidence du rôle de la symbiose mycorhizienne et de sa microflore associée dans la structuration de la strate herbacée en milieu tropical. Thèse de doctorat, Université Henri Poincaré, Nancy I. 228P.
- Sanou J., Bayala J., Bazié P., Teklehaimanot Z., 2012.** Photosynthesis and biomass production by millet (*Pennisetum glaucum*) and taro (*Colocasia esculenta*) grown under baobab (*Adansonia digitata*) and néré (*Parkia biglobosa*) in an agroforestry parkland system of Burkina Faso (West Africa). *Exp. Agric.* 48 (2), 283–300.
- Sarr A., Lesueur D., 2006.** Influence of soil fertility on the rhizobial competitiveness for nodulation of *Acacia senegal* and *Acacia nilotica* provenances in nursery and field conditions. *World J. Microbiol Biotechnol*, DOI 10100/s11274-006-9288-0.
- Sarr A., Neyra M., Houeibib M. A., Ndoye I., Oihabi A., Lesueur D., 2005.** Rhizobial populations in soils from natural *Acacia senegal* and *Acacia nilotica* forests in Mauritania and the Senegal river valley. *Microb. Ecol.* 50 (2): 152-162.
- Sawada H., Kuykendall L. D. & Young J. M., 2003.** Changing concepts in the systematics of bacterial nitrogen-fixing legume symbionts. *J. Gen. Appl. Microbiol.* (49) 3, 155-179.
- Schnurer J., Clarholm M., Bostrom S., & Rosswall T., 1986.** Effects of moisture on soil microorganisms and nematodes: a field experiment. *Microb. Ecol.*, 12: 217-230.
- Segovia L., Pinero D., Palacios R. & Martinez-Romero E., 1991.** Genetic structure of a soil population of nonsymbiotic *Rhizobium leguminosarum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 57, 426-433.
- Seguin P., Sheaffer C. C., Ehlke N. J., Russelle M. P., and Graham P. H., 2001.** Nitrogen fertilization and rhizobial inoculation effects on kura clover growth. *Agronomy Journal* 93. 1262-1268.
- Selosse M. A., Richard F., He X., Simard S. W., 2006.** Mycorrhizal networks: des liaisons dangereuses? *Trends in Ecology & Evolution* 21: 621-628.

- Shamseldin A. A. Y., Vinuesa P., Thierfelder H., Werner D., 2005.** *Rhizobium etli* and *Rhizobium gallicum* Nodulate *Phaseolus vulgaris* in Egyptian Soils and Display Cultivar-Dependent Symbiotic Efficiency. *Symbiosis* 38: 145–161.
- Shi W., Dell E., Bowman D., Iyyemperumal K., 2006.** Soil enzyme activities and organic matter composition in a turfgrass chronosequence. *Plant Soil* 288: 285–296.
- Shotton E., 1972 .** Les propriétés émulsifiantes et interfaciales des solutions de la gomme arabique (Acacia). Troisième symposium européen sur les gommes et les colloïdes végétaux naturels hydrosolubles. Iranex, Marseille.
- Simard S. W., Durall D. M., 2004.** Mycorrhizal networks: a review of their extent, function, and importance. *Canadian Journal of Botany* 82: 1140-1165.
- Singleton P. W., Tavares J. W., 1986.** Inoculation response of legumes in relation to the number and effectiveness of indigenous *Rhizobium* populations. *Appl. Environ. Microbiol.* 51: 1013–1018.
- Sinsabaugh R. L., Antibus R. K., Linkins A. E., 1991.** An enzymic approach to the analysis of microbial activity during plant litter decomposition. *Agric Ecosyst Environ* 34: 43–54.
- Smith F. A., Grace E. J., Smith S. E., 2009.** More than a carbon economy: nutrient trade and ecological sustainability in facultative arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist* 182: 347–358.
- Smith F. A., Jacobsen I., Smith S. E., 2000.** Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist* 147: 357-366.
- Smith, S. E. & Read, D. J., 1997.** Mycorrhizal Symbiosis, Academic Press.
- Sprent J. I., Odee D., Dokota D., 2010.** African legumes: a vital but under-utilized resource. *J. Exp. Bot.*, 66: 1257-1265.
- Soloviev P., Zerbo G. C., Lompo D., Yoda L. B., Jacques D. & Diallo A., 2009.** *Acacia senegal* au Burkina Faso: état de la ressource et potentiel productif. *Bois et Forêts des Tropiques*, N° 300(2), 15-25.
- Soumaré A., 2013.** Impact de *Eucalyptus camaldulensis* sur la diversité génétique et fonctionnelle des communautés microbiennes telluriques, les associations symbiotiques rhizobienne et endomycorhizienne et le développement de quelques légumineuses sahéliennes. Thèse de doctorat, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, 207P.

- Sparling G. P., 1997.** Soil microbial biomass, activity and nutrient cycling as indicators of soil health. In: Pankhurst CE, Doube BM, Gupta VVSR (eds) Biological indicators of soil health. CAB International. 97–119.
- Sprent J. I., Odee D., Dokota D., 2010.** African legumes: a vital but under-utilized resource. *J. Exp. Bot.*, **66**: 1257-1265.
- Stone G. N., Willmer P., Rowe J. A., 1998.** Partitioning of pollinators during flowering in an African Acacia community. *Ecology* **79**. 2808-2827.
- Strullu D. G., 1991.** Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Techniques et Documentation Lavoisier. Paris. 242 p.
- Switzer G. L., Nelson L. E., 1972.** Nutrient accumulation and cycling in loblolly pine (*Pinus taeda L.*) plantation ecosystems: the first twenty years. *Soil Science Society of America Journal* **36**, 143-147.
- Sylla S. N., Samba R. T., Neyra M., Ndoye I., Giraud E., Willems A., de Lajudie P., Dreyfus B., 2002.** Phenotypic and genotypic diversity of rhizobia nodulating *Pterocarpus erinaceus* and *P. lucens* in Senegal. *Syst. Appl. Microbiol.* **25**(4): 572-583.
- Tabatabai M. A., 1994.** Enzymes, in: RW Weaver, S Augle, PJ Bottomly, D Bezdicek, S Smith, MA Tabatabai, A Wollum (Eds.), Methods of soil analysis. microbiological and biochemical properties, Part 2, Soil Science Society of America, No. 5. Madison, WI, USA, pp 775–783.
- Tandon R., Shivanna K. R., Ram H. Y. M., 2001.** Pollination biology and breeding system of acacia senegal. *Botanical journal of the Linnean Society*. Mar **135**. 251-262.
- Tisdall J. M., Oades J. M., 1982.** Organic matter and water-stable aggregates in soils. *J. Soil Sci* **33**. 141-163.
- Trasar-Cepada C., Leirós M. C., Seoane S., Gil-Sotres F., 2000.** Limitations of soil enzymes as indicators of soil pollution. *Soil Bio.l Biochem.* **32**: 867–875.
- Trepanier M., 1998.** Effets des champignons endomycorhiziens sur le bouturage et la croissance de plantes ligneuses ornementales. Maîtrise ès sciences. Université Laval, Canada. 90p.
- Trinick M. J., 1980.** Relationships amongst the fast-growing rhizobia of *Lablab purpureus*, *Leucaena leucocephala*, *Mimosa* spp., *Acacia farnesiana* and *Sesbania grandiflora* and their affinities with other rhizobia l groups. *J. Appl. Bact.* **49**, 39-53.

- Trouvelot A., Kough J.L. & Gianinazzi-Pearson V., 1986.** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. In Aspects physiologiques et génétiques des mycorhizes. INERA (éd.), Dijon, France. 217 - 221pp.
- Turk D., Keyser H.H., Singleton P.W., 1993.** Response of tree legumes to rhizobial inoculation in relation to the population density of indigenous rhizobia. *Soil Biol Biochem* 25: 75–81.
- Turner B. L., Hopkins D. W., Haygarth P. M., Ostle N., 2002.** β -Glucosidase activity in pasture soils. *Appl. Soil Ecol.* 20: 157–162.
- Van Elsas, J. D. & P. Garbeva P., 2002.** Effects of agronomical measures on the microbial diversity of soils as related to the suppression of soil-borne plant pathogens. *Biodegradation* 13: 29-40.
- Van der Heijden M. A. G., Klironomos J. N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel. R., Boller T., Wiemken A. & Sanders I.R. 1998.** Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396: 69-72.
- Vassal J., 1972.** Apport des recherches ontogéniques et sémiologiques à l'étude morphologique, taxonomique et phylogénique du genre *Acacia*. . *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse* 108. 125-247.
- Vincent J. M., 1970.** A Manual for the practical study of root-nodule bacteria. In: Programme IB ed. *International Biological Programme*. Blackwell, Oxford: Handbook n° 15.
- Vitousek P. M., Hobbie S., 2000.** Heterotrophic nitrogen fixation in decomposing litter: Patterns and regulation. *Ecolog.* 81: 2366–2376.
- Von Maydell H. J., 1983.** Arbres et arbuste du sahel, leurs caractéristiques et leur utilisation. G.T.Z. Eschborn, 529P.
- Waldrop M. P., Balsler T. C., Firestone M. K., 2000.** Linking microbial community composition to function in a tropical soil. *Soil Biol. Biochem.* 32: 1837–1846.
- Wan F., Chen P., 2004.** Soil Enzyme Activities under Agroforestry Systems in Northern Jiangsu Province. *Forestry Studies in China* 6: 21–26.
- Warren A., Sud Y. C., Rozanov B., 1996.** The future of deserts. *Journal of Arid Environments* 32: 75-89.
- Wezel A., 2000.** Scattered shrubs in pearl millet fields in semi arid Niger: Effect on millet production. *Agroforestry Systems* 48: 219–228.
- Wickens G. E., Seif El Din A. G., Sita G., Nahal I., 1995.** Role of *Acacia* species in the rural economy of dry Africa and the Near East. FAO Conservation Guide n° 27 Roma, Italia.

- Yang CH, Crowley DE. 2000.** Rhizosphere microbial community structure in relation to root location and plant iron nutritional status. *Appl. Environ. Microbiol.* **66** (1): 345-351.
- Young J. M., Kuykendall L. D., Martinez-Romero E., Kerr A. & Sawada H., 2003.** Classification and nomenclature of *Agrobacterium* and *Rhizobium* - a reply to Farrand et al. (2003). *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* **53**, 1689-1695.
- Young J. M., Kuykendall L. D., Martinez-Romero E., Kerr A. & Sawada H., 2001.** A revision of *Rhizobium* Frank 1889, with an emended description of the genus, and the inclusion of all species of *Agrobacterium* Conn 1942 and *Allorhizobium undicola* de Lajudie et al. 1998 as new combinations. *Rhizobium radiobacter*, *R. rhizogenes*, *R. rubi*, *R. undicola* and *R. vitis*. *Int. J. Syst. Bacteriol.* **51**, 89-103.
- Zhang X., Harper R., Karsisto M., Lindstrom K., 1991.** Diversity of *Rhizobium* bacteria isolated from the root nodules of leguminous trees. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 41(1), 104.
- Zomboudré G., Zombré G., Ouédraogo M.B., Guinko S. & Macauley H. R., 2005.** Réponse physiologique et productivité des cultures dans un système agroforestier traditionnel : cas du maïs (*Zea mays L.*) associé au karité (*Vitallaria paradoxa Gaertn*) dans la zone Est du Burkina Faso. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 9 (1): 75-85.

Annexes

Annexe 1 : Liste des publications

1. **Abdou M.M.**, Zoubeirou A.M., Kadri A., Ambouta J.M.K., Dan Lamso N., 2013. Effet de l'arbre *Acacia senegal* sur la fertilité des sols de gomméraires au Niger. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, **7(6): 2328-2337**.
2. **Abdou M.M.**, Ibrahim D., Zoubeirou A.M., Ambouta J.M.K., 2014. Diversité des champignons endomycorhiziens associés à *Acacia senegal* dans les bassins gommiers au Niger. *Annales de l'Université Abdou Moumouni, Tome XIV-A*, pp. **142-154**.
3. **Abdou M.M.**, Zoubeirou A.M., Dan Lamso N., Ambouta J.M.K., 2014. Productivité de la culture du sorgho (*Sorghum bicolor*) dans un système agroforestier à base d'*Acacia senegal* (L.) Willd. au Niger. *Journal of Applied Biosciences* **82:7339–7346**.
4. Elhadji S.D, Alzouma M.Z., Adamou M.M., **ABDOU Maman Manssour**, Assoumane A., 2012. Effet du déficit hydrique sur quatre provenances d'*Acacia senegal* vivant dans les conditions contrastées au Niger. *Annales de l'Université Abdou Moumouni, Tome XIII-A*, pp. **63-71**.
5. **Abdou Maman Manssour***, Assoumane A., Zoubeirou A. M., Hassane Bil-Assanou Issoufou, Elhadji S. D., Ambouta K. J-M., Vigouroux Y., 2015. Millet-Acacia association for sustainable improvements in agricultural productivity in Niger. **Poster présenté lors de la troisième conférence Mondiale sur l'Agriculture Climato Intelligente CSA-2015 à Montpellier, France, du 16 au 18 Mars 2015**.
6. **Abdou M.M.**, Zoubeirou A.M., Dan Lamso N, Maisharou ABDOU, Assoumane A. Aïchatou, Jean-Marie Karimou Ambouta. Les gomméraires du Niger : Influence du sol et de la nappe phréatique sur *Acacia senegal* (L.) Willd. (**En préparation**).
7. **Abdou M.M.**, Zoubeirou A.M., Dan Lamso N., Ambouta J.M.K. Productivity of millet ((*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br)) in an agroforestry system based on *Acacia senegal* (L.) Willd. in Niger. (**En préparation**).
8. **Abdou M.M.**, Zoubeirou A.M., Diouf D., Ambouta J.M.K. Influence des conditions pédoclimatiques sur la diversité des rhizobia dans les différentes gomméraires au Niger. (**En préparation**).

Annexes 2 : Mise en évidence des champignons mycorhiziens arbusculaires (Phillips & Haymann, 1970).

Coloration au Bleu trypan

1. Digestion

- Nettoyer les racines avec de l'eau ;
- Couper en fragments de 1 cm (facultatif) ;
- Mettre les racines dans du KOH à 10% pendant une heure à 90°C.

Remarque : le temps de chauffage à l'étuve est à adapter suivant la racine.

2. Blanchiment

On peut utiliser une solution fraîchement préparée de H₂O₂ alcaline (3 ml NH₄OH 20% dans 30 ml H₂O₂) pour le blanchiment. Une autre concentration peut être utilisée ; H₂O₂ 100V. Dans ce cas, on ajoute à la préparation racines/KOH (après léger refroidissement) 3 à 5 gouttes de H₂O₂.

Laisser réagir environ 5 minutes.

3. Rinçage

A l'eau distillée.

4. Acidification

Ajouter HCl 1% ce qui ramène le pH entre 8 et 14 après quelques minutes. Rincer à l'eau distillée.

5. Coloration

Les racines acidifiées sont mises en présence d'une solution de lactophénol-bleu de trypan et chauffées durant 5 minutes à l'étuve.

Composition : lactophénol 200g

Acide lactique 200g

Glycérine 400g

Eau distillée 200g

Bleu de trypan 1g

Annexes 3 : Méthodes d'analyse physico-chimiques

❖ Méthodes d'analyse chimiques

➤ Mesure du pH

L'acidité, la neutralité ou l'alcalinité d'une solution aqueuse peut s'exprimer par la concentration en H_3O^+ (noté H^+ pour simplifier). De manière à faciliter cette expression, on utilise le logarithme décimal de l'inverse de la concentration en ions H^+ : c'est le pH.

$$\text{pH} = \log 1/ [\text{H}^+]$$

Le degré d'acidité ou de basicité (alcalinité) est exprimé par le P^{H} . Ainsi la mesure du pH constitue le test le plus sensible des modifications survenant dans l'évolution d'un sol. Le pH du sol dépend également du complexe argilo- humique.

1- Principe

Dans un bêcher, on prélève 10g de sol dans lequel on verse 25ml d'eau déminéralisée afin de constituer une suspension qu'on laisse au repos pendant au moins une heure. On mesure le pH c'est-à-dire la concentration en ions H^+ à l'état dissocié dans le liquide surnageant à l'aide d'un pH mètre dont l'étalonnage se fait par une solution tampon. Lors de cette mesure, le rapport de saturation est de 1/2,5 et la conductivité électrique est 1/5.

2- Matériel

- balance analytique à 0,1 mg ;
- balance de précision à 0,1 g ;
- P^{H} mètre plus électrodes ;
- bêchers en plastique de 100 ml ;
- bêchers de 500 ml ;
- baguettes de verre ;
- pissette de 500 ml ;
- papier absorbant pour essuyer les électrodes;
- thermomètre sur tige d'usage général d'une précision de 1° C.

3- Réactifs

- eau déminéralisée ayant une conductivité inférieure à 0,5 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 26° C et un pH supérieur à 5,6 ;
- solution tampon pH = 4, pH = 7, pH = 9,22 à 20° C.

➤ Dosage du phosphore

Dans le sol, le phosphore est présent sous diverses formes dont le phosphore assimilable et le phosphore total.

A- Dosage du phosphore assimilable

1- Mode opératoire

- Peser 5 g de sol dans une fiole erlenmeyer ;
- Ajouter 35 ml de solution d'extraction dans les fioles erlenmeyer et agiter à la main pendant une minute au moins ;
- Filtrer immédiatement les solutions obtenues ;
- Prélever 5 ml du filtra dans une fiole jaugée ;
- Ajouter 10 ml molybdate d'ammonium 1% ;
- Agiter à la main et ajouter 2 ml de chlorure de cyanure ;
- Bien mélanger et compléter le volume avec de l'eau distillée ;
- Laisser pendant 5 minutes et commences mesurer au spectrophotomètre l'intensité de la coloration bleue du molybdate selon l'ordre de préparation des solutions colorantes.

2- Matériel

- fioles erlenmeyer de 100 ou 150 ml ;
- bouchons convenables pour les fioles erlenmeyer ;
- béchers de 5 ml, 10 ml et 80 ml ;
- pipettes à ampoule de 5 et 10 ml ;
- pipette graduée de 25 ml à 0,1 ml ;
- fioles récepteurs du filtra de 50 ou 100 ml ;
- fioles volumétriques de 50 ml ;
- entonnoirs ;
- papier filtre ;
- spectrophotomètre.

3- Réactifs

- solution de molybdate d'ammonium à 1% dans l'acide sulfurique 4N.

Dissoudre 10 g de molybdate d'ammonium poudre dans 250 ml d'eau tiède et refroidir. Dans un bécher de 800 ml contenant 500 ml d'eau, introduire 112-113 ml d'acide sulfurique ($d = 1,89$) et refroidir. Ajouter en agitant constamment et très lentement, la solution de molybdate d'ammonium à l'acide sulfurique, refroidir et diluer à 1 litre. Stocker la solution dans un réfrigérateur.

- chlorure de cyanure (indicateur de couleur) ;
- solution d'étalon phosphore 0,5 ; 1 ; 1,5 ; 2 ; 3 ; 5 ppm de phosphore ;
- eau déminéralisée.

B- Dosage du phosphore total

1- mode opératoire

- Peser 5 g de sol et les placer dans un bécher de 100ml ;
- Ajouter 10ml d'acide nitrique (69%) et recouvrir le bécher d'un verre de montre ;
- Attaquer pendant 5 heures sur une plaque chauffante jusqu'à ébullition à 50 °C sous une hotte ;
- Après 5 heures d'attaque, amener à sec et ajouter 100ml d'acide sulfurique (N) petit à petit (30; 30; 30; 10 ml) puis filtrer dans un erlenmeyer ;
- Prélever 5 ml du filtra dans une fiole ;
- Ajouter 10 ml de molybdate d'ammonium (1%) dans la fiole et agiter légèrement à la main ;
- Verser 2 ml de chlorure de cyanure ;
- Bien agiter et compléter a volume avec de l'eau distillée ;
- Laisser pendant 30 minutes et faire la lecture au spectrophotomètre.

2- Matériel

- Plaque chauffante à ébullition lente ;
- Béchers de 100 ml ;
- Spectrophotomètre ;
- Entonnoirs ;
- Fioles volumétriques de 50 et 100 ml ;

- Hotte ;
- Erlenmeyer.

3- Réactifs

- Acide nitrique (69%) $d = 1,38$;
- Acide sulfurique (N) ;
- Molybdate d'ammonium (1%) ;
- Chlorure de cyanure ;
- Solution d'étalon phosphore 0,1; 1; 1,5; 2; 3; 5 ppm de phosphore ;
- Solution d'acide ascorbique 0,6% ;
- Eau déminéralisée.

➤ Dosage de l'azote total

Pour le dosage de l'azote total, la méthode Kjeldahl avec distillation est la méthode la plus couramment utilisée. Mais lorsqu'on dispose d'un spectromètre, on peut utiliser la méthode par calorimétrie. Dans le cas de cette étude nous utiliserons la méthode de Kjeldahl (MATHIEU et PIRLTAIN, 2003).

1- Mode opératoire

a- Pesée

Peser dans un papier 1g d'échantillon de sol. Plier le papier et introduire la prise d'essai dans un matra. Faire un témoin avec le papier.

b- Minéralisation

Ajouter dans les matras :

- un comprimé de catalyseur Kjeldahl ;
- 10 ml de H_2SO_4 concentré $d = 1,83$;
- 10 ml de H_2O_2 à 110 volumes, les ajouter très doucement, en évitant les projections et en opérant sous la hotte.

Placer les matras sur le bloc de minéralisation préalablement réglé sur $800^\circ C$ sous la hotte et les couvrir des cloches d'évacuation de vapeur. Chauffer jusqu'à ce que les minéralisants soient limpides.

Retirer les matras du bloc, les laisser se refroidir.

Ajouter 30 ml d'eau déminéralisée dans les matras et bien mélanger afin d'éviter la cristallisation.

c- Distillation

Préparer un bécher de 250 ml, y verser 50 ml de la solution déminéralisée plus 20 ml d'acide borique avec indicateur coloré et le placer sous l'appareil à distillation. Vérifier que l'embout plonge dans la solution.

Ajouter 40 ml de soude en abaissant la poignée alkali.

Abaissier la manette steam en position open.

d- Titration

Effectuer le dosage rapidement après la fin de la distillation avec l'acide sulfurique 0,1N ou 0,2N jusqu'au virage de l'indicateur coloré (passage du vert au rose violet).

Neutralisation à pH = 4,95

2- Matériel

- balance de précision à 0,01g ;
- pipette à un trait de 250 ml ;
- éprouvette de 25 ml ;
- bécher de 2000 ml ;
- billes de verre ;
- matras de 250 ml ;
- agitateur magnétique plus barreaux aimantés ;
- pipette automatique de 250 ml ;
- rampe d'attaque (rampe de minéralisation Kjeldahl) installée sous la hotte aspirante ;
- appareil à distillation.

3- Réactifs

- comprimé Kjeldahl ;
- acide sulfurique H_2SO_4 (95%, $d = 1,84$) ;
- eau déminéralisée ayant une conductivité inférieure $0,5\mu S.cm^{-1}$;
- solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 40%.
- indicateur coloré mixte à P^H de virage 5,1 ;
- acide borique à 4% ;
- éthanol absolu p.a (C_2H_6O) ;

- vert de bromocrésol ;
- rouge de méthyle.

➤ Dosage du carbone organique

Pour le cas de cette étude, la détermination du carbone organique se fera par la méthode de Walkley- Black.

1- Mode opératoire

- Peser 5g de sol et l'introduire dans l'erlenmeyer ;
- Verser 10 ml de $K_2Cr_2O_7$ à l'aide d'une pipette ;
- Ajouter 10 ml de H_2SO_4 concentré à l'aide d'une pipette automatique ;
- Ajouter 100 ml d'eau déminéralisée plus quelques gouttes de phénantroline ;
- Agiter sur un agitateur magnétique puis titrer avec le sel de Mohr jusqu'au virage.

2- Matériel

- balance de précision à 0,01g ;
- fioles coniques de 300 ml à large ouverture ;
- bécher de 250 ml ;
- fioles jaugées de 100 ; 1000 ; 2000 ml ;
- dessiccateur ;
- éprouvette de 250 ml ;
- pipette automatique de 250 ml ;
- pissette ;
- burette automatique de 50 ml avec flacon de 2L peint en noir (pour la solution de sel de Mohr) ;
- burette automatique de 50 ml avec flacon polyéthylène de 1L (pour la solution de bichromate) ;
- flacon compte-gouttes de 1000 ml (pour ferroïne) ;
- agitateur magnétique et barreaux aimantés.

3- Réactifs

- bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) ;

Dissoudre 49,04g de $K_2Cr_2O_7$ dans de l'eau distillée puis porter au litre.

- acide sulfurique H_2SO_4 concentré ;

- acide ortho phosphorique (H_3PO_4) concentré;
- complexe ferreux d'orthophénanthroline (ferroïne);
- sulfonate diphénylamine de baryum (0,16%) put éventuellement remplacer le complexe ferreux d'orthophénanthroline ;
- sulfate ferreux ;
- eau déminéralisée.

➤ **Capacité totale d'échange et bases échangeables**

Nous utiliserons la méthode à l'acétate d'ammonium pH = 7. Ainsi 10g de sol sont introduits dans une colonne de percolation. Du coton est placé au niveau inférieur pour éviter l'entraînement des particules. La percolation à l'acétate permet de déplacer les bases échangeables.

La capacité totale d'échange est déterminée par dosage des ions ammoniums échangés l'ion K^+ du KCl.

1- Extraction des bases

- mettre 10g de sol dans une colonne de percolation ;
- le robinet étant fermé, saturer le sol avec l'acétate d'ammonium pendant une nuit ;
- placer une fiole de 100 cm³ sous le robinet et l'ouvrir à débit faible (goutte à goutte) ;
- rajouter l'acétate NH_4 par fraction jusqu'à remplissage de la fiole (trait de jauge), on estime que les bases échangeables du complexe absorbant sont remplacées par l'ion NH_4^+ .
- laver le sol avec 100 ml d'éthanol (95%) et jeter le liquide ;
- ensuite percoler 250 ml de KCl et le recueillir dans une fiole de 500 ml.

2- Dosage de Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+

- prendre 10 ml du percolât à la pipette, le verser dans un bécher ;
- diluer à 50 ml avec l'eau distillée ;
- ajouter 1 ml de KCN à 1% et 5 ml de chlorhydrate de tri éthanol amine 50% ;
- ajouter 10 ml de soude ;
- ajouter 4 gouttes de solution de calceïne ;
- titrer avec EDTA N/50.

3- Matériel

- béchers ;
- fioles ;
- burettes ;
- colonne de percolation.

4- Réactifs

- eau déminéralisée ;
- soude ;
- Patton reeder 1% ;
- tri éthanolamine
- ammoniac,
- rouge de méthyle 0,1% ;
- éthanol ;
- KCl ;
- NH_4^+ .

❖ Analyse physique ou granulométrique

- ✓ prélever 10 g de sol qu'on place dans un bûcher;
- ✓ prélever 10 ml d'eau oxygénée pour la destruction de la matière organique qu'on verse dans le bûcher contenant les 10 g de sol plus 100 ml d'eau distillée et on place le mélange sur une plaque chauffante à 80°C pendant 2 heures sous la hote;
- ✓ après destruction de la matière organique, on transvase le contenu du bûcher et on ajoute 40 ml d'hexanitrophosphate de sodium à 50 g/l plus 2 ml d'ammoniac (qui sert de dispersant) puis on complète avec de l'eau distillée jusqu'à 1000 ml et on laisse se décanter pendant 6 heures. Après les 6 heures la température dans les éprouvettes ou allonge de décantation est de 29°C;
- ✓ on préleve 10 ml de l'éprouvette (correspond à P_3 = argile) après les 6 heures qu'on place dans une coupelle;
- ✓ on agite l'éprouvette et on attend 3min 54 seconde à 29°C pour prélever 10 ml (correspond à P_2 = limons fins);
- ✓ on agite l'éprouvette et on attend 47 secondes à 29°C pour prélever 10 ml (correspond à P_1 = limons grossiers);

- ✓ on place les coupelles dans une étuve et on laisse sécher pendant environ 16-18 heures à 105°C puis on pèse le poids brut;
- ✓ les résidus de sable après décantation sont mis chacun dans un bêcher puis placés dans l'étuve à 105°C pendant 16-18 heures on les sort de l'étuve et on pèse le poids brut du sable (composé de sable grossier, moyen, fin) qu'on sépare par tamisage avec des tamis de 500 μm pour la sable grossier, 200 μm pour le sable moyen et < 200 μm pour le sable fin.