

## **Caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des terres de termitières de *cubitermes sp.* (isoptera, termitidae) et de fourmilières de *pheidole sp.* (hymenoptera, formicidae) en zone soudano sahélienne au Mali**

### **[ Physico-chemical and microbiological characteristics of termite mounds of *cubitermes sp.* (isoptera, termitidae) and anthills of *pheidole sp.* (hymenoptera, formicidae) in the sudano-sahelian zone in Mali ]**

**Abou Coulibaly<sup>1</sup>, Hawa Sanogo<sup>1</sup>, Bakary Sagara<sup>1</sup>, Bocar Ahamadou<sup>1</sup>, and Amoro Coulibaly<sup>2</sup>**

<sup>1</sup>Département des Sciences et Techniques agricoles, Institut Polytechnique Rural de Formation et de Recherche Appliquée (IPR, IFRA), Koulikoro, Mali

<sup>2</sup>Professeur Honoraire, Koulikoro, Mali

Copyright © 2023 ISSR Journals. This is an open access article distributed under the **Creative Commons Attribution License**, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

**ABSTRACT:** Agricultural practices must adapt to meet environmental, climatic, food, social and economic challenges. Agriculture must move towards new forms of resources that improve productivity and protect the environment. This study will highlight the fertilizing potential of termite mounds and anthill. Physicochemical and microbiological analyses of the termite and ant farm soils were carried out. These soils are of silty type. The average content of assimilable phosphorus is higher in the ant farm soils than in the termite farm soils. The termite mound soils have a good biological activity compared to the ant farm soils. The physico-chemical nature of the analyzed soils has an influence on the spore density of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. This density is highest in the anthill soil. However, it did not have a significant effect on the nodulation of cowpea plants. As Rhizobiums, 6 morphotypes were identified, 4 were present in the termite mound soil and 2 in the anthill soil. The termite mound and ant farm soils could be used to improve the chemical and biological composition of soils and contribute to fertility restoration.

**KEYWORDS:** Termite nests, Ant nests, Mycorrhiza, Rhizobium, Sustainable agriculture, Climate change, Biodiversity, Natural fertilizers.

**RESUME:** Les pratiques agricoles doivent s'adapter pour faire face aux défis environnementaux, climatiques, alimentaires, sociaux ou économiques. L'agriculture doit s'orienter vers de nouvelles formes de ressources qui améliorent la productivité et protègent l'environnement. Cette étude permettra de mettre en évidence le potentiel fertilisant des terres de termitière et fourmilière. Des analyses physicochimiques et microbiologiques des terres de termitière et fourmilière ont été faites. Ces terres sont de type limoneux. La teneur moyenne en phosphore assimilable est élevée dans les terres de fourmilière que dans celle de termitière. Les terres de termitière ont une bonne activité biologique par rapport à la terre de fourmilière. La nature physico-chimique des terres analysées a une influence sur la densité sporale des Champignons Mycorhiziens Arbusculaires. C'est dans la terre de fourmilière que cette densité est la plus élevée. Par contre, elle n'a pas eu un effet significatif sur la nodulation des plants du Niébé. Comme Rhizobiums, 6 morphotypes sont identifiés, 4 sont présents dans les terres de termitière et 2 dans la terre de fourmilière. Les terres de termitière et fourmilière pourront servir à améliorer la composition chimique et biologique des sols et contribuer à la restauration de la fertilité.

**MOTS-CLEFS:** Nids de termites, Nids de fourmis, Mycorhize, Rhizobium, Agriculture durable, Changement climatique, Biodiversité, Fertilisants naturels.

## 1 INTRODUCTION

En zone soudano sahéenne d'Afrique, l'agriculture est surtout pluviale et confrontée à plusieurs contraintes environnementales, dont la perte de l'agro-biodiversité et la dégradation des sols qui se manifestent par la pollution et la baisse de la fertilité. Cette baisse de la fertilité due à l'appauvrissement des sols (en matière organique, en azote et autres éléments minéraux), aux mauvaises pratiques agricoles (surpâturage, la monoculture, etc.) et aux conditions climatiques (vents et pluies défavorables) entraîne la chute de la productivité agricole en Afrique tropicale [1].

Au Mali, la fertilisation des cultures est basée sur l'utilisation des engrais chimiques, qui malheureusement à long terme peut engendrer des problèmes environnementaux, dont la pollution des sols agricoles et des eaux souterraines. Dans un contexte de changement climatique et de désertification des terres, la fertilisation ne doit plus passer par un apport excessif des engrais minéraux qui ont permis durant plusieurs décennies d'augmenter les productions agricoles. Mais, cette fertilisation chimique est très souvent inappropriée par un coût élevé, une destruction des microfaune et microflore du sol et une pollution des eaux [2]. Mêmes les systèmes de productions traditionnelles acidifient les sols agricoles ce qui oblige les paysans à faire souvent la rotation des cultures et la jachère [3]. En plus, la mise en valeur des terres rencontre des difficultés liées souvent à l'inadéquation des pratiques utilisées par rapport aux caractéristiques des sols dans les régions tropicales.

La gestion durable et la restauration des sols fortement dégradés constituent un défi pour l'agriculture des pays tropicaux. Le sol est un compartiment essentiel des écosystèmes par des multiples phénomènes qui se déroulent et qui sont à l'origine des fonctions environnementales et écologiques [4]. Ainsi, il abrite plus de 25% des espèces animales et végétales décrites, ce qui en fait un grand réservoir de biodiversité. Des études ont démontré que les termites et les fourmis participent à la structuration du sol en régulant l'aération, l'infiltration de l'eau et le cycle des nutriments. Ces insectes concentrent dans leurs nids certains éléments comme l'azote, le phosphore, le potassium, etc. L'emploi de ressources locales comme les terres de fourmière et de termitière est une des solutions à l'amélioration de la fertilité des sols [5]. L'adoption de telles pratiques intelligentes peut être une solution de rechange aux fertilisants chimiques. Car l'adaptation de l'agriculture aux changements climatiques doit prendre en compte les paramètres physiques, chimiques et microbiologiques des sols qui jouent un rôle capital dans la gestion de la nutrition végétale [6].

Il s'avère donc utile de mettre en œuvre des techniques rationnelles, efficaces et accessibles de fertilisation aux producteurs afin d'assurer une gestion durable de la fertilité des sols. Cela passe nécessairement par la pratique d'autres techniques culturales moins polluantes qui doivent considérer à la fois la fertilité du sol et la qualité de l'environnement [7]. Ces systèmes doivent être économiquement satisfaisants pour les agriculteurs. Car, la nécessité d'avoir une terre fertile est importante dans le but d'avoir un rendement en quantité et en qualité et cela a toutes les périodes de l'année [8].

Dans certaines zones, les paysans utilisent les terres de termitière ou de fourmière pour fertiliser les sols [9], [10], [11], [12], [13]. Ainsi, cette étude a été menée pour établir le potentiel effet bénéfique des terres de termitière et fourmière dans la zone soudano sahéenne. L'utilisation de ces terres de termitière et fourmière est une solution alternative aux intrants chimiques et permet de conserver la biodiversité.

## 2 MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 2.1 SITE DE L'ÉTUDE

L'étude s'est déroulée dans le domaine de l'Institut Polytechnique Rural de Formation et de Recherche Appliquée de Katibougou (IPR/IFRA). Ses coordonnées géographiques sont les suivantes: 12°55' Nord; 7°33' Ouest, 326 m d'altitude. Il est situé à 3,5 km de la ville de Koulikoro et à 70 km de Bamako (Mali). Le climat est de type soudano sahéen et caractérisé par une saison sèche, allant d'octobre à fin mai (7 à 8 mois) et une saison pluvieuse, de juin à début octobre (4 à 5 mois). Le cumul annuel de la pluviométrie oscille entre 700 et 900 mm.

Les principaux types de sols rencontrés dans le domaine de l'Institut sont: les sols ferrugineux, les sols peu évolués et les sols hydromorphes. Ils sont caractérisés par une faible teneur en éléments nutritifs. La végétation naturelle du domaine de l'IPR/IFRA est essentiellement une savane arborée et arbustive par endroit. Dans les formations naturelles, 45 espèces de ligneux sont présentes et réparties en 22 familles. Les 3 principales familles sont les Combretaceae (20%), les Fabaceae (14%) et les Anacardiaceae (9%). Les espèces les plus abondantes sont: *Combretum micranthum*, *Guiera senegalensis*, *Euphorbia sudanica* et les plus dominantes sont *Lannea acida* et *Vitellaria paradoxa*. La flore herbacée est composée de 71 espèces réparties en 16 familles. Les familles des Poacées (26 espèces) et des Fabacées (18 espèces) sont les plus riches [14].

## **2.2 ECHANTILLONNAGE**

L'échantillonnage des sols a été effectué dans les formations naturelles. Les nids de termitières de *Cubitermes sp.* et de fourmilières de *Pheidole sp.* ont été répertoriés et géolocalisés. Une distance d'au moins 100 m a séparé les différents nids ciblés pour les prélèvements.

Les termitières actives dont la hauteur est comprise entre 30 cm et 50 cm et les fourmilières actives avec un diamètre des monticules de l'entrée du nid supérieur à 1 m ont été retenues pour les prélèvements. Les parties de la structure des termitières (cône, colonne et base souterraine jusqu'à 30 cm) ont été prélevées séparément et dans l'ordre. Les échantillons de sol des fourmilières ont été prélevés à 20 cm de l'entrée du nid et à des profondeurs de 20 – 30 cm. A plus de 20 m des termitières et fourmilières, des terres ont été prélevées à une profondeur de 0 à 30 cm pour servir de témoins. Chaque nid a constitué une répétition. Les échantillons ont été constitués en 2 lots. Le premier lot a été destiné à la détermination des caractéristiques physico-chimiques des sols et à l'isolement des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Le second lot a servi à la conduite de l'essai en serre pour le piégeage des souches de rhizobiums. Chaque lot a été répété 4 fois.

Les échantillons ont été étiquetés en cône de la terre de termitière (T T cône), colonne de la terre de termitière (T T colonne), base souterraine de la terre de termitière (T T base), terre de fourmilière (T F) et sols environnants (Témoin).

## **2.3 CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE DES TERRES DE TERMITIERE ET FOURMILIERE**

Les analyses physico-chimiques ont porté sur la granulométrie, le pH eau, le pH KCl, le taux de matière organique, la teneur en azote total, en potassium et en phosphore assimilable. Les méthodes suivantes ont été utilisées:

- La Méthode internationale avec application de la pipette de Robinson pour l'analyse granulométrique. Le principe consiste à déterminer les fractions pondérales de la terre fine constituée de sable, de limon et d'argile selon le principe de sédimentation (loi de Stokes). Les minéraux ont été séparés selon les dimensions suivantes: Sable: 2 mm - 0,05 mm; limon: 0,05 mm - 0,002 mm; Argile < 0,002 mm.
- La Méthode par potentiométrie de l'activité des ions Hydrogène en suspension terre/eau et/ou KCl pour la mesure du pH. Le rapport terre/solution (eau et/ou KCl) est de 1g/2,5 ml.
- La Méthode Anne pour la détermination du carbone organique total. Le carbone de la matière organique est oxydé par un mélange de bichromate de potassium et d'acide sulfurique.
- La Méthode Kjeldahl pour le dosage de l'azote total (N-total) du sol.
- La Méthode à l'extraction à l'eau pour les analyses du phosphore assimilable et du potassium. Le principe consiste à extraire à l'aide de l'eau, les sels du sol P, K, Ca, Mg et à les mettre en évidence.

Le potentiel d'acidification des terres qui est l'écart entre le pH eau et le pH KCl a été déterminé. Le rapport du carbone sur l'azote (C/N) qui représente le degré de l'activité biologique du sol a été calculé. Le rapport C/N > 10 correspond à une bonne activité biologique.

## **2.4 CARACTERISATION MICROBIOLOGIQUE DES TERRES DE TERMITIERE ET FOURMILIERE**

### **2.4.1 ISOLEMENT ET CARACTERISATION DES SPORES DE CHAMPIGNON MYCORHIZIENS ARBUSCULAIRES (CMA)**

L'extraction a été effectuée sur une quantité de 100 g de terre de termitière (cône, colonne et base souterraine), de terre de fourmilière et du témoin. Pour chaque échantillon, 4 répétitions ont été réalisées. La technique utilisée a été le tamisage humide décrit par Walker [15]. Chaque échantillon a été dissout dans 400 ml d'eau. La solution a été laissée au repos puis centrifugée et filtrée à travers une série de tamis (250 µm, 100 µm, 40 µm) sous un jet d'eau pour isoler les spores. La suspension sporale obtenue a été mise dans une boîte de Pétri à fond quadrillé et les spores ont été séparées et comptées directement sous loupe binoculaire. L'identification morphologique des morphotypes de CMA a permis de regrouper les morphotypes par la couleur (noire, marron, jaune, blanche et transparente) la forme (ovale et sphérique), la présence ou l'absence d'hyphes et la taille. La détermination de la famille des spores de Champignon Mycorhiziens Arbusculaires a été réalisée en utilisant la clé d'identification de « The International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) » [16].

#### 2.4.2 EVALUATION DES NODOSITES

L'essai a été implanté dans un tunnel (abri à filet). Les plantes pièges utilisées ont été les variétés Jiguifa et Simbo du niébé (*Vigna unguiculata*) qui est une légumineuse, plante fixatrice d'azote. Les variétés Jiguifa et Simbo sont semi précoces (65-75 jours) et leur zone agro écologique est la région nord, du centre et du Sahel.

Les différents échantillons des terres de termitière (cône, colonne et base souterraine) et de fourmilière ont été écrasés, humidifiés et répartis dans des pots en plastique de 2 kg. Les graines ont été triées, puis aseptisées et semées à raison de 2 graines par pot. Chaque pot a été considéré comme un traitement et répété 4 fois. Le dispositif expérimental a été une randomisation totale.

Au 45<sup>e</sup> jour après semi, les plants ont été retirés des pots et les nodules formés sur ces plants ont été récoltés, comptés et aseptisés. Ensuite les poids frais et sec (après séchage) des nodules ont été déterminés.

#### 2.4.3 ISOLEMENT ET CARACTERISATION DES SOUCHES DE RHIZOBIUMS

L'isolement des souches de rhizobiums a été effectué à partir des nodules obtenus à la suite du piégeage conduit en serre sur les terres de termitière et de fourmilière.

Les nodules récoltés sur la même plante ont été aseptisés, écrasés et étalés par stries d'épuisement sur du milieu YMA puis sur du YMA + RC. Les milieux de culture utilisés ont été: Yeast Extract Mannitol Agar (YMA), Yeast Extract Mannitol Agar + Rouge Congo (YMA + RG) et Yeast Extract Mannitol (YM) [17]. Les boîtes de Pétrie ont été placées à 37°C dans une étuve pendant 48 heures pour incubation. Après incubation les colonies bactériennes formées colorées en rouge ou rose ont été purifiées par repiquages successifs sur le milieu YMA. La confirmation de la pureté de la souche a été effectuée par l'observation de l'aspect des colonies (couleur, forme, diamètre et contour) de Rhizobium. Les isolats ont été caractérisés morphologiquement par des examens macroscopiques selon la forme, le mode de regroupement (gélatineux ou isolé) et la couleur de la colonie.

#### 2.4.4 ANALYSE STATISTIQUE

L'analyse de la variance (ANOVA) et la comparaison des moyennes par le test de Student's de Newman et Keuls (SNK) des paramètres physiques et chimiques des terres termitière et fourmilière, des spores dénombrées et des différentes mesures des nodules du niébé ont été effectuées au seuil de significativité de 5 % à l'aide du logiciel XLSTAT. Ensuite des tests de corrélation de Pearson (r) ont été utilisés pour déterminer les relations entre les densités de spores de CMA et les mesures des nodules du niébé d'une part et les caractéristiques physico chimiques de terres de termitière et fourmilière d'autre part.

### 3 RÉSULTATS

#### 3.1 PROPRIETES PHYSIQUES

La répartition des particules montre qu'il y a une différence entre les terres de termitière, fourmilière et témoin. Le taux moyen d'argile de la base souterraine des termitières (37,41±0,31%) est le plus élevé. Les taux moyens d'argile sont classés en 4 groupes significativement différents. Les taux moyens de limon total sont plus élevés dans les terres de termitière (cône: 54,28±0,10%, colonne: 55,11±0,08%, base souterraine: 40,38±0,05%) que dans les sols environnants et les terres de fourmilière. Par contre, le taux moyen de sable des terres de fourmilière (51,40±0,06%) est plus élevé que ceux des sols environnants et des terres de termitière. Les taux moyens de limon total et de sable total sont classés en 5 groupes significativement différents ( $p < 0,0001$ ) (Fig. 1).

Le sol des formations naturelles est de type limoneux, la terre de fourmilière est de type limoneux-fin et les terres de termitière sont de type limoneux argileux.

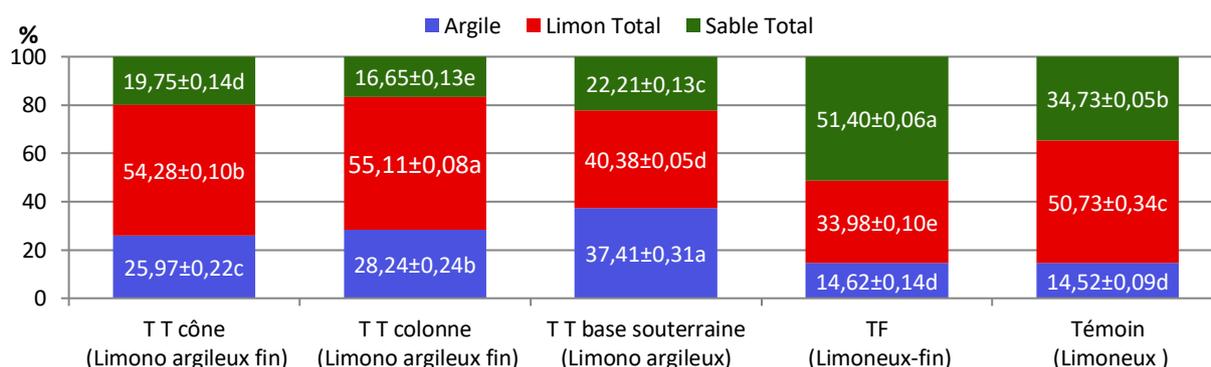


Fig. 1. Composition granulométrique des terres de termitière et fourmilière

### 3.2 PROPRIETES CHIMIQUES

Les pH KCL moyen des cônes ( $5,04 \pm 0,00$ ) et colonnes ( $4,94 \pm 0,00$ ) des terres de termitière sont significativement élevés. Le pH eau moyen ( $5,68 \pm 0,00$ ) le plus élevé est enregistré dans les terres de fourmilière ( $p < 0,0001$ ). Le potentiel d'acidification des terres de termitière est faible car compris entre 0,2 et 0,6. Par contre la terre de fourmilière a une acidité échangeable moyenne. Avec un pH eau compris entre 4,9 et 5,68, toutes les terres de termitière et fourmilière et les sols environnants sont faiblement acides.

Les terres de termitières (cône:  $2,50 \pm 0,01\%$ , colonne:  $3,0 \pm 0,00\%$ , base souterraine:  $2,91 \pm 0,01\%$ ) sont riches en carbone. Alors que les terres de fourmilière ( $0,50 \pm 0,00\%$ ) et les sols environnants ( $0,55 \pm 0,00\%$ ) sont pauvres en carbone. Le taux moyen d'azote est aussi plus élevé dans les terres de termitière que dans la terre de fourmilière. Le site de l'étude ( $0,08 \pm 0,01\%$ ) est pauvre en azote. Les terres de termitière ont une bonne activité biologique avec un rapport (C/N) largement supérieur à 10.

La teneur moyenne en phosphore assimilable ( $6,08 \pm 0,00$  ppm) est significativement élevée dans la terre de fourmilière. Les teneurs moyennes en phosphore assimilable des terres de termitière sont les plus faibles. La teneur moyenne en potassium ( $16,36 \pm 0,08$  ppm) dans la terre de fourmilière est significativement élevée.

Les différences sont significatives pour les paramètres étudiés ( $p < 0,0001$ ) (Tableau 1).

Tableau 1. Caractéristiques chimiques des terres de termitière et fourmilière

Traitement	pH KCL	pH eau	pHeau-pHKCL	C (%)	N (%)	C/N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (ppm)	K <sub>2</sub> O (ppm)
T T Cône	$5,04 \pm 0,00a$	$5,60 \pm 0,00a$	$0,56 \pm 0,05b$	$2,50 \pm 0,01b$	$0,16 \pm 0,01a$	$15,92 \pm 1,14c$	$5,08 \pm 0,01c$	$12,19 \pm 0,17c$
T T Colonne	$4,94 \pm 0,00a$	$5,34 \pm 0,05b$	$0,41 \pm 0,24b$	$3,00 \pm 0,00a$	$0,10 \pm 0,01c$	$28,91 \pm 17,42a$	$2,33 \pm 0,02d$	$12,19 \pm 0,19c$
T T Base	$4,54 \pm 0,00c$	$4,90 \pm 0,03c$	$0,36 \pm 0,17b$	$2,91 \pm 0,01a$	$0,14 \pm 0,01b$	$20,87 \pm 2,89b$	$1,13 \pm 0,00e$	$14,59 \pm 0,08b$
T F	$4,70 \pm 0,00b$	$5,68 \pm 0,00a$	$0,98 \pm 0,17a$	$0,50 \pm 0,00c$	$0,06 \pm 0,01f$	$8,91 \pm 2,46d$	$5,31 \pm 0,00b$	$16,36 \pm 0,08a$
Témoin	$4,95 \pm 0,05a$	$5,22 \pm 0,00b$	$0,27 \pm 0,05b$	$0,55 \pm 0,00c$	$0,08 \pm 0,01d$	$6,75 \pm 0,60d$	$6,08 \pm 0,00a$	$10,91 \pm 0,30d$
F de Fisher	17,55	24,437	13,00	1338,04	58,10	66,33	2704,74	572,08
Pr > F	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001

Intervalle de confiance à 95,00 %

C: carbone; N: azote; C/N: rapport de carbone sur azote; P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>: phosphore; K<sub>2</sub>O: potassium.

### 3.3 SPORES DE CHAMPIGNONS MYCORHIZIENS ARBUSCULAIRES (CMA)

La densité moyenne de spores de Champignons Mycorhiziens Arbusculaires (CMA) dans la terre de fourmilière ( $169,50 \pm 98,72$ ) est significativement plus élevée que dans les autres traitements (Tableau 2). Les densités moyennes de spores dans les cônes et colonnes des termitières sont les plus faibles. Le test de Student's de Newman et Keuls (SNK) a classé la densité moyenne de spores des terres en 2 groupes significativement différents ( $p < 0,007$ ).

**Tableau 2.** Densité moyenne de spores de champignons mycorhiziens arbusculaires dans les terres de termitière et fourmilière

Traitements	Densité moyenne de spores dans 100g
Terre de fourmilière	169,50±98,72a
Témoin	39,25±11,52b
Base souterraine de la terre de termitière	14,75±3,10b
Cône de la terre de termitière	11,50±4,13b
Colonne de la terre de termitière	7,25±1,70b
F de Fisher	6,42
Pr > F	0,007

Intervalle de confiance à 95,00 %

La densité moyenne de spores de CMA dans les terres de termitière et fourmilière est positivement corrélée à la teneur en phosphore assimilable. Par contre, les corrélations négatives sont observées entre la densité des spores et le taux d'argile, la teneur en carbone et le rapport (C/N) (Tableau 3).

**Tableau 3.** Corrélations de Pearson entre la densité des spores de CMA et les caractéristiques physico-chimiques des terres de termitière et fourmilière

Paramètres physico chimiques	Densité des spores	
	Valeur observée	p-value bilatérale
Taux d'argile	-0,521_Sig	0,018
Taux de limon total	0,051_NS	0,832
Taux de sable total	0,316_NS	0,174
pH KCl	0,155_NS	0,513
pH eau	-0,090_NS	0,705
Potentiel d'acidification	-0,208_NS	0,380
Teneur en carbone (C)	-0,573_Sig	0,008
Teneur en azote (N)	-0,387_NS	0,092
Activité biologique (C/N)	-0,532_Sig	0,016
Teneur en phosphore assimilable (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	0,487_Sig	0,029
Teneur en potassium (K <sub>2</sub> O)	-0,332_NS	0,153

\_Sig: corrélation significatif au seuil de 0,05

\_NS: corrélation non-significative

Morphologiquement, 23 morphotypes de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont dénombrés selon les critères morphologiques. Le test de Student's de Newman et Keuls (SNK) a classé le nombre moyen de morphotypes dans les terres de termitière et fourmilière en 4 groupes significativement différents (Tableau 4). Le plus grand nombre moyen de morphotypes est constaté dans les terres de fourmilière.

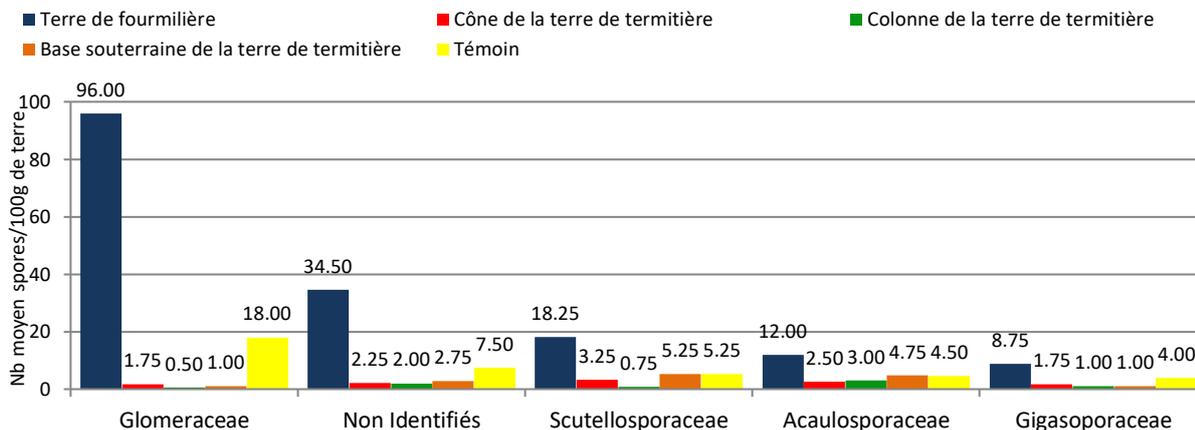
**Tableau 4.** Nombre moyen de morphotypes dans les terres de termitière et fourmilière

Traitements	Nombre moyen de morphotype
Terre de fourmilière	11,50±3,00a
Témoin	9,00±0,81ab
Cône de la terre de termitière	5,75±1,09bc
Base souterraine de la terre de termitière	5,25±0,95bc
Colonne de la terre de termitière	4,25±1,25c
F de Fisher	8,351
Pr > F	0,001

Intervalle de confiance à 95,00 %

Après identification, ces morphotypes appartiennent majoritairement aux 4 familles suivantes: Glomeraceae, Gigasporaceae, Scutellosporaceae et Acaulosporaceae. La famille Glomeraceae regroupe 9 morphotypes, Gigasporaceae 3 morphotypes, Scutellosporaceae 2 morphotypes, Acaulosporaceae 3 morphotypes et 6 morphotypes ne sont pas identifiés. Ces familles sont présentes dans toutes les terres.

Le nombre moyen de spores de la famille Glomeraceae est plus élevé dans la terre de fourmilière et le témoin que dans les terres de termitière. Dans la colonne de la terre de termitière, les nombres moyens de spores des différentes familles sont les plus petits (Fig. 2).



**Fig. 2. Abondance relative des familles de spores de CMA dans les terres de termitière et fourmilière**

La densité moyenne de spores de la famille Acaulosporaceae est relativement plus abondante et représente 41,38% dans la colonne de la terre de termitière. Ce sont les spores de la famille Scutellosporaceae qui ont les densités moyennes les plus élevées dans le cône (28,26%) et la base souterraine (35,59%) des terres de termitière. Par contre, la densité moyenne de spores de la famille Glomeraceae est relativement plus élevée dans la terre de fourmilière (56,64%) et le témoin (45,86%) (Fig. 3).

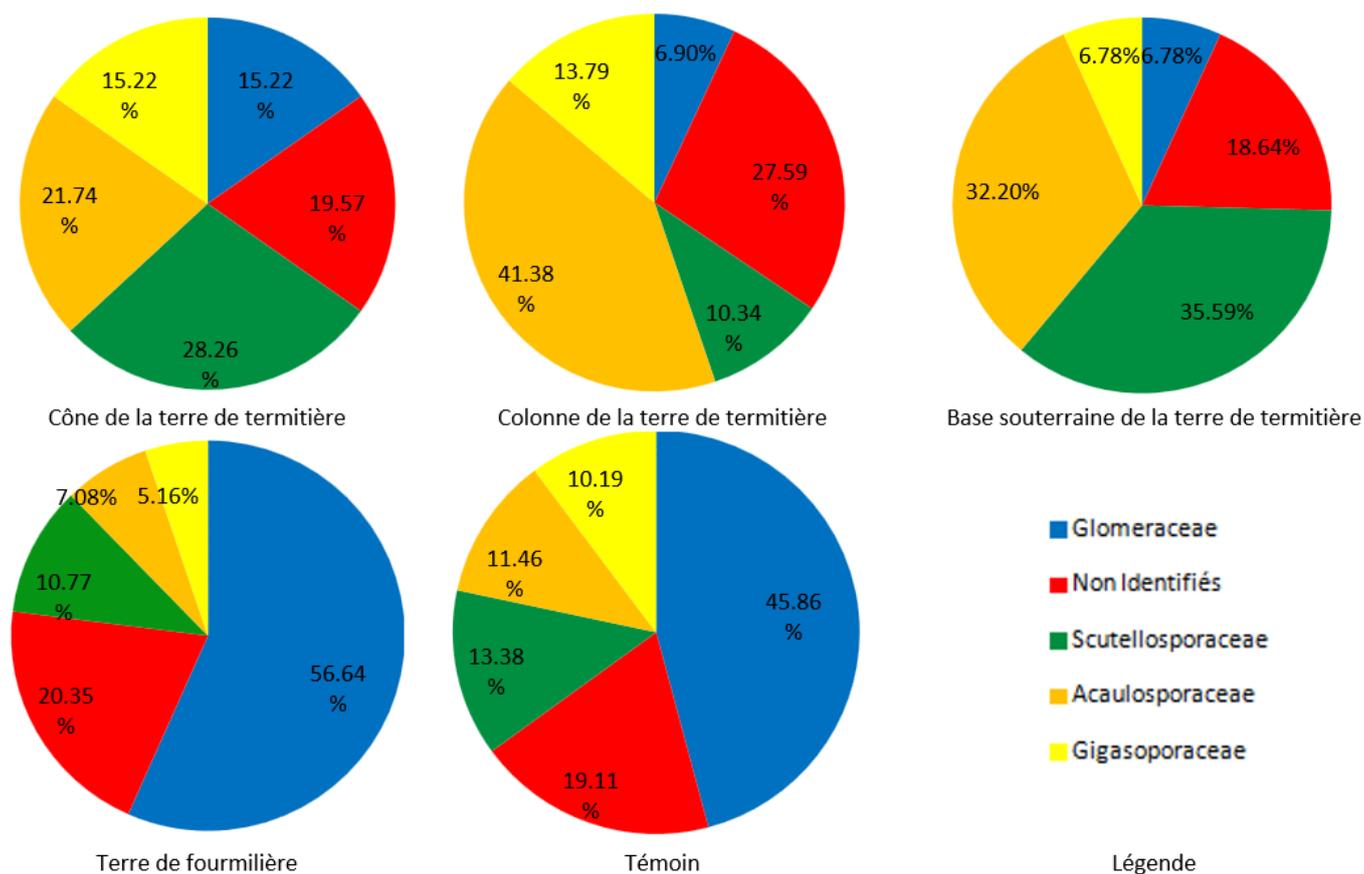


Fig. 3. Répartition des spores de CMA en fonction des familles dans les terres de termitière et fourmilière

### 3.4 NODULATION

L'effet de la variété sur la capacité de nodulation de Jiguifa et Simbo du niébé (*Vigna unguiculata*) donne des valeurs statistiquement identiques. Les différences ne sont pas significatives. La variété Jiguifa a plus grand nombre moyen de nodules (43,80±27,65) avec les poids moyens élevés (Tableau 5).

Tableau 5. Nombre et poids des nodules par plant des variétés Jiguifa et Simbo du niébé (*Vigna unguiculata*)

Variables	Variétés		Paramètres du test	
	Jiguifa	Simbo	F	P
Nombre moyen de nodules par plant	43,80±27,65a	33,05±21,51a	1,93	0,17
Poids frais moyen des nodules par plant (g)	0,83±1,30a	0,47±0,44a	1,79	0,19
Poids sec moyen des nodules par plant (g)	0,15±0,21a	0,09±0,08a	1,77	0,19

Intervalle de confiance à 95,00 %

Les terres de termitière (cône, colonne et base souterraine) et fourmilière ont eu des effets non significatifs ( $P < 0,05$ ) sur le nombre de nodules des 2 variétés. C'est le cône de la terre de termitière qui a eu le plus grand effet avec un nombre moyen de nodules de 67,75±36,45 sur la variété Jiguifa. Tandis que pour la variété Simbo, c'est la base souterraine de la terre de termitière qui a le plus grand nombre moyen (44,25±15,28). Ce sont les plants des témoins qui ont le moins de nodules (Tableau 6).

Tableau 6. Nombre moyen de nodules par plant des variétés Jiguifa et Simbo du niébé (*Vigna unguiculata*)

Traitements	Nombre moyen de nodules	
	Jiguifa	Simbo
Cône de la terre de termitière	67,75±36,45a	36,00±29,25a
Colonne de la terre de termitière	42,50±20,53a	33,75±26,29a
Base souterraine de la terre de termitière	50,50±33,99a	44,25±15,28a
Terre de fourmilière	33,50±21,29a	28,25±27,41a
Témoin	24,75±5,56a	23,00±7,34a
F de Fisher	1,6	0,490
Pr > F	0,22	0,736

Intervalle de confiance à 95,00 %

Les poids frais moyens (2,50±2,24) des nodules des plants de Jiguifa de la terre de la base souterraine des termitières sont significativement différents des autres terres. Il n'y a pas de différence significative des poids frais moyens des nodules des plants de Simbo entre les traitements. Ce sont les poids frais et secs moyens des témoins qui sont les plus faibles (Tableau 7).

Tableau 7. Poids moyens des nodules frais et secs des variétés Jiguifa et Simbo du niébé (*Vigna unguiculata*)

Traitements	Jiguifa		Simbo	
	Poids frais moyen (g)	Poids sec moyen (g)	Poids frais moyen (g)	Poids sec moyen (g)
Témoin	0,07±0,04b	0,01±0,01a	0,34±0,32a	0,06±0,07a
Cône de la terre de termitière	0,26±0,23a	0,04±0,01a	0,49±0,36a	0,09±0,05a
Colonne de la terre de termitière	0,62±0,63ab	0,30±0,34a	0,54±0,59a	0,09±0,10a
Base souterraine de la terre de termitière	2,50±2,24a	0,31±0,23a	0,54±0,47a	0,11±0,08a
Terre de fourmilière	0,68±0,58ab	0,09±0,07a	0,46±0,64a	0,08±0,10a
F de Fisher	3,22	2,27	0,10	0,16
Pr > F	0,04	0,10	0,97	0,96

Intervalle de confiance à 95,00 %

Les corrélations de Pearson entre les nodosités des variétés Jiguifa et Simbo du niébé et les caractéristiques physico-chimiques des terres de termitière et fourmilière ne sont pas significatives au seuil de 0,05.

### 3.5 SOUCHES DE RHIZOBIUMS

Dans l'étude, 11 isolats ont été retenus. En fonction des caractéristiques morphologiques, 6 morphotypes sont identifiés comme des Rhizobiums et codés en Type I, II, III, IV, V et VI. Le mode de regroupement de ces bactéries est généralement gélatineux. La majorité des isolats est de couleur beige. C'est dans la colonne de la terre de termitière que 3 souches de rhizobium sont isolées (Tableau 8). Le Type I est présent dans les terres de termitière et fourmilière et absent dans les sols environnants. Alors que le type IV est spécifique aux sols environnants et le Type VI est uniquement présent dans la terre de fourmilière.

Tableau 8. Caractéristiques morphologiques des colonies isolées

Traitement	Jiguifa				Simbo			
	N°	Type	Mode de regroupement	Couleur	N°	Type	Mode de regroupement	Couleur
T T Colonne	1	Type I	gélatineux	beige	7	Type II	gélatineux	blanche
	2	Type V	isolé	blanche				
T T Cône	3	Type III	gélatineux	jaune	8	Type I	gélatineux	Beige
T T Base	4	Type II	gélatineux	blanche	9	Type I	gélatineux	beige
T F	5	Type I	gélatineux	beige	10	Type VI	isolé	beige
Témoin	6	Type IV	gélatineux	Blanche avec tache rougeâtre	11	Type III	gélatineux	jaune

#### 4 DISCUSSIONS

Le sol de la zone d'étude est à prédominance ferrugineux tropical hydromorphe caractérisé par une texture argilo-limoneuse, une faible teneur en éléments minéraux et matière organique et un pH acide.

Le système de prise de nourriture et la diversification de l'alimentation chez les termites et fourmis et les modes de construction des nids sont les principaux facteurs qui influencent la structure du sol [18], [19], [20].

Les termites des termitières épigées ont un plus grand effet sur la genèse et la dynamique des sols. Ces termitières sont construites avec d'éléments argileux imbibés de salive et chargés de sable fin ou moyen. L'importance des matériaux varie selon la partie du nid [21]. Ceci explique les résultats de l'analyse granulométrique des terres de termitière. Les taux d'argile sont plus élevés dans les différentes parties des termitières que dans les fourmilières et les sols environnants. Par contre les taux de sable sont faibles dans les structures des termitières que dans les fourmilières et sols environnants. Dans un nid de Cubitermes, le taux d'éléments fins (argile et limon) est supérieur que dans le sol témoin a remarqué Tano [22] dans la savane humide de Côte d'Ivoire. La construction se fait en privilégiant l'argile et le limon [23]. La texture des terres de termitière et fourmilière est limoneuse alors que celle des sols environnants est limon sableuse. La texture limono argileuse fine du cône et de la colonne de la termitière est due au fait que les termites remontent en surface une quantité de sol riche en éléments fins pendant la construction du nid. Ce constat a été fait par Arshad [24] et Wood et Johnson [25].

Les activités des termites n'ont pas significativement impactées les pH des terres. Le potentiel d'acidification est resté faible dans les terres de termitière. Dans la terre de fourmilière, cette acidité est moyenne. Les pH des terres sont faiblement acides.

Les taux de matière organique et les teneurs de phosphore assimilable et de potassium d'azote sont extrêmement faibles et en dessous de la limite critique théorique dans les sols du site d'étude. Ces carences en éléments nutritif induit des phénomènes de déséquilibre physiologique gravent chez les plants [26]. Le taux de matière organique (carbone et azote) est plus élevé dans les terres de termitière que dans la fourmilière et dans les sols environnants. Car les termites incorporent des excréta dans leurs matériaux de construction [27] et augmentent ainsi la teneur en matière organique [28], [29]. De plus le coefficient d'assimilabilité des termites est élevé et les matériaux végétaux ingérés subissent une minéralisation rapide sous l'action de la microflore [30]. Ce qui fait que les terres de termitière ont une bonne activité biologique. Les fourmis aussi utilisent la matière organique pour la construction de leurs nids [31], ce qui fait que les terres des fourmilières sont enrichies à la fois de carbone et d'azote que le voisinage [19]. Mais les teneurs en phosphore assimilable et potassium sont plus élevées dans les terres de fourmilière que dans les terres de termitière. En effet les fourmis ont un effet positif sur l'immobilisation des éléments nutritifs [13].

La biodiversité végétale [32], [33], la granulométrie [34], [35], le potentiel hydrique [36], la température, le pH optimal [37], [38] et les paramètres chimiques [39] sont des facteurs qui contrôlent la distribution et l'activité des organismes dans les sols.

La densité sporale des Champignons Mycorrhiziens Arbusculaires (CMA) est plus importante dans les terres de fourmilière et les sols du voisinage que dans les terres de termitière. Car la diversité végétale est plus faible aux alentours des termitières [40]. En plus les taux élevés du sable dans les fourmilières et les sols du voisinage les confèrent une bonne aération, ce qui favorise le développement des champignons mycorrhiziens [41]. La teneur élevée en azote dans les termitières a une influence négative sur l'abondance des spores de CMA. Ainsi, les Champignons Mycorrhiziens Arbusculaires sont plus sensibles à l'azote qu'aux autres nutriments et dans certains cas ils diminuent lorsque la disponibilité de l'azote augmente [42]. A l'échelle mondiale, la famille Glomeraceae est relativement la plus abondante [43], [44] alors qu'elle est rare dans les terres de termitières qui ont un taux élevé d'argile. L'abondance de la famille Glomeraceae est aussi liée au taux élevé d'argile [39].

Le taux de nodulation n'est pas lié aux variétés Jiguifa et Simbo du niébé. La présence importante des nodules chez les 2 variétés de niébé peut être liée à la pauvreté en azote des sols du site. Un sol pauvre en azote favorise généralement la formation des nodules chez les légumineuses alors qu'une teneur trop élevée diminue le nombre de nodules [45]. D'autres facteurs peuvent influencer la formation et le développement des nodules comme les caractéristiques physico-chimiques des sols et la structure des colonies de bactéries fixatrices d'azote dans le sol [46]. Les teneurs en carbone, azote, phosphore disponible et potassium sont plus élevées dans les terres de termitière que dans les fourmilières et sols environnants. Ce qui a favorisé plus de nodosités chez les plants des terres de termitière.

Les rhizobiums constituent environ 6% de la flore bactériennes du sol [47] et la dynamique de la communauté des bactéries est également influencée par les paramètres physico chimiques et microbiologiques du sol [48], [49], [50].

Les 11 isolats sous forme de petites colonies aux contours réguliers correspondent à la description des Rhizobiums [51], [52]. L'acidité du site peut expliquer le faible nombre d'isolats car c'est un paramètre qui influence négativement le développement des Rhizobiums [53], [54]. Le pH acide critique pour les Rhizobiums se situe entre pH 4 et pH 6 [55] alors que le pH du site est compris entre 4,7 et 5,68. Le pH optimum pour le développement de la majorité des Rhizobiums se situe entre 6 et 7 mais certaines souches tolèrent un milieu acide [56].

La diversité des isolats constatée dans les terres de termitières et fourmilières pourrait être liée à l'activité des termites et fourmis. La distribution des rhizobiums dans un site donné est sous l'influence des facteurs de l'environnement, les conditions de sol, les pratiques culturales et la plante hôte [57]. Le Type I est présent dans toutes les parties des termitières et dans les fourmilières et absent dans le voisinage. Par contre le Type VI est uniquement présent dans la terre de fourmilière et le Type IV uniquement dans les sols environnants. Donc, les insectes terricoles jouent un rôle important dans la diversification des Rhizobiums.

## **5 CONCLUSIONS**

Ce travail est une contribution pour la valorisation des terres de termitière et fourmilière dont l'utilisation pourrait améliorer le rendement des cultures et conserver la biodiversité agricole dans un contexte de changement climatique. Les terres de termitière et fourmilière étudiées sont différentes au niveau de la granulométrie et de la composition chimique. Ainsi, logiquement, elles hébergent des communautés de Champignons Mycorhiziens Arbusculaires (CMA) et de Rhizobiums différentes.

La densité des spores de CMA est plus élevée dans les terres de fourmilière que de termitière et corrélée à la teneur en phosphore assimilable. La diversité en spores de CMA varie peu entre les terres de termitière et fourmilière. Les spores de la famille Glomeraceae sont plus abondants dans la terre de fourmilière tandis que ce sont les spores des familles de Acaulosporaceae et Scutellosporaceae qui sont les plus nombreux dans les terres de termitière. Les terres de termitière et fourmilière favorisent plus la nodulation des plants de Niébé que les sols avoisinants. Cette nodulation n'est pas corrélée aux caractéristiques physico chimiques des sols. Ce sont les nodules des plants de la terre de termitière qui ont les poids frais moyens les plus élevés. En fonction des caractéristiques morphologiques, 6 morphotypes sont identifiés comme des Rhizobiums. La confirmation que les isolats appartiennent au genre Rhizobium n'a pu être effectuée par l'absence d'examen génotypique basé sur les techniques biomoléculaires. Sur 6 morphotypes, 4 sont présents dans les terres de termitière.

Compte tenu du prix élevé des engrais de synthèse, les terres de termitière et fourmilière apparaissent comme une source alternative pour la fertilisation des cultures. Leurs applications serviraient de clé à une agriculture durable.

## **REMERCIEMENTS**

Cette étude a bénéficié des apports financiers de l'Institut Polytechnique Rural de Formation et de Recherche Appliquée (IPR/IFRA) à travers le fond pour la formation des formateurs du Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique (Mali) et du Projet canadien de formation agricole pour la sécurité alimentaire au Mali-FASAM.

## REFERENCES

- [1] R. K. Kasongo, E. Van Ranst, P. Kanyankogote, A. Verdoodt, and G. Baert, «Réponse du soja (*Glycine max*) à l'application de phosphate de Kanzi et de dolomie rose de Kimpese sur sol sableux en RD Congo,» *Canadian Journal of Soil Science*, vol. 92, no. 6, pp. 905–916, 2012.
- [2] N. Graveline and S. Loubier, «Instruments de contrôle de la pollution agricole par les nitrates: revue de littérature,» *Bureau de recherches géologiques et minières (BRGM)*, 2004.
- [3] C. Floret and R. Pontanier, «La jachere en Afrique tropicale: roles, aménagement, alternatives. V. 1: Actes du seminaire international, Dakar, 13-16 avril 1999.-v. 2: De la jachere naturelle a la jachere ameliee: le point des connaissances,» 2000.
- [4] R. Calvet, *Le sol: propriétés et fonctions. Constitution, structure, phénomènes aux interfaces*, vol. 1. France Agricole Editions, 2003.
- [5] J. Mokossesse, M. Lepage, and G. Josens, «Croissance en pots de quatre espèces végétales sur des substrats enrichis avec la terre de termitières de cubitermes,» *Tropicultura*, vol. 27, no. 3, pp. 168–175, 2009.
- [6] F. R. Troeh and L. M. Thompson, *Soils and soil fertility*, vol. 489. Blackwell Oxford, 2005.
- [7] S. B. St. Clair and J. P. Lynch, «The opening of Pandora's Box: climate change impacts on soil fertility and crop nutrition in developing countries,» *Plant and Soil*, vol. 335, pp. 101–115, 2010.
- [8] A. Duboisset, A. Moussa, and C. Seignobos, «De la caractérisation du milieu naturel à l'étude des pratiques paysannes: les éléments d'une synthèse délicate,» presented at the Savanes africaines: des espaces en mutation, des acteurs face à de nouveaux défis. Actes du colloque, Garoua, Cameroun, Cirad-Prasac, 2003, pp. 10-p.
- [9] D.-Y. Alexandre, «Étapes de l'artificialisation de l'agriculture burkinabè,» 2000.
- [10] C. S. A. Ballot *et al.*, «Amélioration des rendements de la culture du manioc (*Manihot esculenta* Crantz, Euphorbiales, Euphorbiaceae) par les terres de termitières dans la zone de savane de Damara en République Centrafricaine,» *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, vol. 4, no. 2, pp. 40–53, 2016.
- [11] T. P. M. K. Kpangba, J. Mpika, A. Makoundou, M. A. Bitá, and A. Attibayéba, «Effet de la terre des termitières sur la croissance de trois cultivars de la morelle noire (*Solanum nigrum* L.: Solanaceae) cultivée à Brazzaville (Congo),» *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, vol. 14, no. 1, pp. 192–203, 2020.
- [12] M. M'Biandoun and J.-P. O. Bassala, «Savoir paysan et fertilité des terres au Nord-Cameroun,» *Cahiers Agricultures*, vol. 16, no. 3, pp. 185–197, 2007.
- [13] F. Tounkara, B. Sagara, A. Coulibaly, and A. Coulibaly, «Effets de la terre des nids de fourmis pheidole sp (formicidae, hymenoptera) sur la croissance des cultures maraichères en zone soudano sahelienne au Mali,» *International Journal of Innovation and Applied Studies*, vol. 31, no. 4, pp. 872–881, 2021.
- [14] B. Sagara *et al.*, «Caractérisation de la biodiversité du domaine de l'IPR/IFRA de Katibougou (Koulikoro) au Mali,» Institut Polytechnique Rural de Formation et de Recherche Appliquée (IPR/IFRA), Katibougou, Rapport technique de recherche, 2021.
- [15] C. Walker, «Species in the Endogonaceae: a new species (*Glomus occultum*) and a new combination (*Glomus geosporum*).,» *Mycotaxon*, no. 15, pp. 49–61, 1982.
- [16] «Species Descriptions,» *The International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi*, 2023. <https://invam.ku.edu/species-descriptions> (accessed Apr. 16, 2023).
- [17] J. M. Vincent, «A manual for the practical study of the root-nodule bacteria.,» *A manual for the practical study of the root-nodule bacteria.*, 1970.
- [18] A. G. Farji-Brener and M. Tadey, «Contributions of leaf-cutting ants to soil fertility: causes and consequences,» *Nova Science Publishers*, New York, p. 81-91, 2009.
- [19] L. A. Lobry de Bruyn and A. J. Conacher, «The role of termites and ants in soil modification: a review,» *Aust. J. Soil Res.*, vol. 28, pp. 55–93, 1990.
- [20] P. Moutinho, D. Nepstad, and E. Davidson, «Influence of leaf-cutting ant nests on secondary forest growth and soil properties in Amazonia,» *Ecology*, no. 84, Art. no. 84, 2003.
- [21] G. Bachelier, «Mise au point sur l'action des termites dans les sols,» *Science du Sol–Bulletin de l'AFES*, vol. 1, pp. 3–12, 1977.
- [22] Y. Tano, «Action des termitières épigées sur les sols et les cultures vivrières en savanes humides soudanienne,» Thèse de Doctorat, Université d'Abidjan. Laboratoire de Biologie animale, Abidjan, 1994.
- [23] L. McComie and G. Dhanarajan, «The physical and chemical composition of mounds of *Macrotermes carbonarius* (Hagen) (Termitidae, Macrotermitinae), in Penang, Malaysia,» *Journal of Soil Science*, vol. 44, no. 3, pp. 427–433, 1993.
- [24] M. Arshad, «Influence of the termite *Macrotermes michaelsoni* (Sjöst) on soil fertility and vegetation in a semi-arid savannah ecosystem,» *Agro-ecosystems*, vol. 8, no. 1, pp. 47–58, 1982.

- [25] T. Wood and R. A. Johnson, «Abundance and vertical distribution in soil of *Microtermes* (Isoptera, Termitidae) in savanna woodland and agricultural ecosystems at Mokwa, Nigeria,» *Memorabilia Zoologica*; 29, 1978.
- [26] B. Dabin, «Les sols acides tropicaux,» *Cahier ORSTOM*, vol. XXI, pp. 17–18, 1984.
- [27] K. E. Lee and T. G. Wood, «Termites and soils,» *Termites and soils*, 1971.
- [28] P. Jouquet, L. Mamou, M. Lepage, and B. Velde, «Effect of termites on clay minerals in tropical soils: fungus-growing termites as weathering agents,» *European Journal of Soil Science*, vol. 53, no. 4, pp. 521–528, 2002.
- [29] C. Roose-Amsaleg, Y. Brygoo, and M. Harry, «Ascomycete diversity in soil-feeding termite nests and soils from a tropical rainforest,» *Environmental Microbiology*, vol. 6, no. 5, pp. 462–469, 2004.
- [30] P. Boyer, «Les différents aspects de l'action des termites sur les sols tropicaux,» *La vie dans les Sols. Paris, France: Gauthier-Villars*, pp. 279–334, 1971.
- [31] M. V. Brian and M. Brian, *Production ecology of ants and termites*, vol. 13. Cambridge University Press, 1978.
- [32] S. N. Kivlin and C. V. Hawkes, «Differentiating between effects of invasion and diversity: impacts of aboveground plant communities on belowground fungal communities,» *New Phytologist*, vol. 189, no. 2, pp. 526–535, 2011.
- [33] R. H. Petipas and A. K. Brody, «Termites and ungulates affect arbuscular mycorrhizal richness and infectivity in a semiarid savanna,» *Botany*, vol. 92, no. 3, pp. 233–240, 2014.
- [34] D. Coleman and E. Elliot, «Let the soil work for us,» *Ecol Bull*, vol. 39, pp. 23–32, 1988.
- [35] G. Kilbertus, «Etude des microhabitats contenus dans les agrégats du sol, leur relation avec la biomasse bactérienne et la taille des procaryotes présents,» *Rev. Ecol. Biol. Sol.*, vol. 17, pp. 543–557, Jan. 1980.
- [36] Y. Dommergues and F. Mangenot, «Ecologie microbienne du sol,» Masson Paris, 1970.
- [37] C. Azcón-Aguilar, B. Bago, and J. Barea, «Saprophytic growth of arbuscular mycorrhizal fungi,» *Mycorrhiza: structure, function, molecular biology and biotechnology*, pp. 391–408, 1999.
- [38] M. Giovannetti, «Spore germination and pre-symbiotic mycelial growth,» *Arbuscular mycorrhizas: physiology and function*, pp. 47–68, 2000.
- [39] R. Duponnois, A. M. Ba, and T. Mateille, «Effects of some rhizosphere bacteria for the biocontrol of nematodes of the genus *Meloidogyne* with *Arthrobotrys oligospora*,» *Fundamental and Applied Nematology*, vol. 21, no. 2, pp. 157–163, 1998.
- [40] A. K. Brody, T. M. Palmer, K. Fox-Dobbs, and D. F. Doak, «Termites, vertebrate herbivores, and the fruiting success of *Acacia drepanolobium*,» *Ecology*, vol. 91, no. 2, pp. 399–407, 2010.
- [41] S. Lacombe, R. L. Bradley, C. Hamel, and C. Beaulieu, «Do tree-based intercropping systems increase the diversity and stability of soil microbial communities?,» *Agriculture, Ecosystems & Environment*, vol. 131, no. 1–2, pp. 25–31, 2009.
- [42] K. K. Treseder, «A meta-analysis of mycorrhizal responses to nitrogen, phosphorus, and atmospheric CO<sub>2</sub> in field studies,» *New phytologist*, vol. 164, no. 2, pp. 347–355, 2004.
- [43] H. Otmani and Z. Aksil, «Approche comparative du pouvoir endomycorhizogène de cinq sols forestiers,» 2016.
- [44] R. Nouaim and R. Chaussod, «L'arganier et ses champignons,» *Pour la science*, vol. 360, pp. 76–80, 2007.
- [45] N. Fonder, B. Heens, and D. Xanthoulis, «Optimisation de la fertilisation azotée de cultures industrielles légumières sous irrigation,» *BASE*, 2010.
- [46] P. H. Graham, «Ecology of the root-nodule bacteria of legumes,» *Nitrogen-fixing leguminous symbioses*, pp. 23–58, 2008.
- [47] G. Kishore, S. Pande, and A. Podile, «*Pseudomonas aeruginosa* GSE 18 inhibits the cell wall degrading enzymes of *Aspergillus niger* and activates defence-related enzymes of groundnut in control of collar rot disease,» *Australasian Plant Pathology*, vol. 35, pp. 259–263, 2006.
- [48] A. Emamverdian, Y. Ding, F. Mokhberdoran, and Y. Xie, «Heavy metal stress and some mechanisms of plant defense response,» *The scientific world journal*, vol. 2015, 2015.
- [49] N. Fierer and R. B. Jackson, «The diversity and biogeography of soil bacterial communities,» *Proceedings of the National Academy of Sciences*, vol. 103, no. 3, pp. 626–631, 2006.
- [50] A. El-Hamdaoui, M. Redondo-Nieto, B. Torralba, R. Rivilla, I. Bonilla, and L. Bolaños, «Influence of boron and calcium on the tolerance to salinity of nitrogen-fixing pea plants,» *Plant and Soil*, vol. 251, pp. 93–103, 2003.
- [51] S. Struffi *et al.*, «Metabolic properties, stress tolerance and macromolecular profiles of rhizobia nodulating *Hedysarum coronarium*,» *Journal of applied microbiology*, vol. 84, no. 1, pp. 81–89, 1998.
- [52] D. C. Jordan, «Family III. Rhizobiaceae Conn 1938,» *Bergey's manual of systematic bacteriology*, vol. 1, pp. 234–244, 1984.
- [53] J. Slattery and D. Coventry, «Acid-tolerance and symbiotic effectiveness of *Rhizobium leguminosarum* bv. *trifolii* isolated from subterranean clover growing in permanent pastures,» *Soil Biology and Biochemistry*, vol. 27, no. 1, pp. 111–115, 1995.
- [54] J. Evans, B. Dear, and G. O'Connor, «Influence of an acid soil on the herbage yield and nodulation of five annual pasture legumes,» *Australian Journal of Experimental Agriculture*, vol. 30, no. 1, pp. 55–60, 1990.

- [55] H. H. Keyser and D. N. Munns, «Tolerance of rhizobia to acidity, aluminium and phosphate,» *Soil Sci. Soc. Am. J.*, no. 43, pp. 519–523, 1979.
- [56] P. Somasegaran and J. Hoben, «Handbook for Rhizobia: methods in legume-Rhizobium technology Springer,» *Heidelberg, Berlin*, vol. 339, 1994.
- [57] K. Palmer and J. Young, «Higher diversity of *Rhizobium leguminosarum* biovar *viciae* populations in arable soils than in grass soils,» *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 66, no. 6, pp. 2445–2450, 2000.