



ATHENEE SAINT JOSEPH ANTSIRABE

(ASJA)

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME D'INGENIEUR

Mention : SCIENCES AGRONOMIQUES

Parcours : Développement Agricole et Rural

Présenté

Par

TOMBOZARA Nourdine

**RELATION ENTRE LA DISPONIBILITE DE L'AZOTE (N) ET DU PHOSPHORE (P) DES
SOLS, LA MINERALOMASSE (N ET P) DE LA PLANTE ET LA NODULATION DU
HARICOT : CAS D'ESSAI MULTILOCAL DANS LES PARCELLES PAYSANNES DU
MOYEN OUEST DE MADAGASCAR**

Devant les membres du Jury composés de :

Président : Monsieur RALAIVAOHITA Damien, Agro-économiste

Examineurs : Monsieur RABARY Eugène, agronome sélectionneur

Monsieur Olivier

Rapporteurs : Thierry BECQUER, Docteur en pédologie

Madame ANDRIAMALAZA Sahondra, Docteur en Pédologie



Année académique : 2013-2014



ATHENEE SAINT JOSEPH ANT SIRABE

(ASJA)

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME D'INGENIEUR

Mention : SCIENCES AGRONOMIQUES

Parcours : Développement Agricole et Rural

Présenté

Par

TOMBOZARA Nourdine

**RELATION ENTRE LA DISPONIBILITE DE L'AZOTE (N) ET DU PHOSPHORE (P) DES
SOLS, LA MINERALOMASSE (N ET P) DE LA PLANTE ET LA NODULATION DU
HARICOT : CAS D'ESSAI MULTILOCAL DANS LES PARCELLES PAYSANNES DU
MOYEN OUEST DE MADAGASCAR**

Devant les membres du Jury composés de :

Président : Monsieur RALAIVAOHITA Damien, Agro-économiste

Examineurs : Monsieur RABARY Eugène, agronome sélectionneur

Monsieur Olivier

Rapporteurs : Thierry BECQUER, Docteur en pédologie

Madame ANDRIAMALAZA Sahondra, Docteur en Pédologie



Année académique : 2013-2014

REMERCIEMENTS

Merci mon Dieu le seigneur du trône de l'univers de m'éclairer le chemin tout au long de ma vie et de m'avoir aidé dans mes recherches et grâce à qui je présente ce travail.

De nombreuses personnes ont contribué à la réalisation de ce travail, à qui j'aimerais présenter ma profonde gratitude.

Je remercie premièrement l'Université Athénée Saint Joseph Antsirabe et tous ses membres administratifs et corps professoral, sous la direction de son fondateur et Directeur Général Père Mario Giuseppe CUOMO et son Recteur Professeur RALAMBORANTO Laurence, de m'avoir fourni les nécessaires durant 05 années universitaires pour traverser et de faire face aux difficultés et aux défis dans le monde professionnel .

Mes remerciements s'adressent également à Professeur RABEHARISOA Lilia, Directeur du Laboratoire des Radiosotopes de l'Université d'Antananarivo, de m'avoir accueilli dans son laboratoire afin que je puisse réaliser tous les travaux relatifs à ce présent mémoire.

Je remercie également Monsieur RALAIVAOHITA Damien, Agroéconomiste, enseignant à l'ASJA, d'avoir accepté à présider la soutenance de ce mémoire, de Monsieur RABARY Eugène, Agronome sélectionneur, Enseignant à l'ASJA. Je vous suis très reconnaissant d'avoir bien voulu apporter un œil critique sur la forme et le contenu de ce mémoire.

J'exprime mes vifs remerciements à Madame ANDRIAMALAZA Sahondra, Pédologue, Enseignant à l'ASJA et Docteur Thierry BECQUER, pédologue, Directeur HDR et Directeur de Recherche à l'UMR Eco&Sols de l'IRD, qui ont codirigé ce mémoire, malgré leurs multiples responsabilités, d'avoir apporté leurs aides et leurs partages d'expérience et compétences et d'avoir été toujours à mon écoute.

Ma gratitude s'adresse aussi à tous les techniciens du LRI, sous la responsabilité de Madame RAZAFIMANANTSOA Marie Paule, et RAFOLISY Tovonarivo de leur accueil convivial et chaleureux et de leur partage d'expérience.

Je ne remercierais jamais assez Monsieur Jean LARVY DELARIVIERE, Chimiste à l'IRD, pour ses directives qui m'ont beaucoup aidé pour la l'accomplissement de tous les travaux d'analyses en laboratoire.

Mes plus vifs remerciements vont aussi à mon Seigneur ROSARIO VELLA, Eveque de Diocèse d'Ambanja, tuteur de tous les étudiants venant du Nord, pour ses aides aussi bien sur le plan moral que financier.

Last but not least, je remercierais jamais assez mes parents qui ont été toujours à mes cotés à n'importe quelle circonstance, et je remercie aussi mon petit frère Nouraly qui m'a donné des conseils et qui n'a cessé jamais de me donner de courages.

Tous ceux qui ont participé de prêt ou de loin à la réalisation de ce mémoire trouvent ici mes remerciements et mes profondes grâtes.

Merci à tous !!!!!!!!!!!!!

TOMBOZARA Nourdine

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Répartition des traitements appliqués à l'essai 1 21

Tableau 2 : Répartition des traitements appliqués à l'essai 2 23

Tableau 3 : Valeurs moyennes des caractéristiques physico-chimiques du sol selon les deux facteurs étudiés (Doses de P et variétés) pour le premier essai 36

Tableau 4 : Moyennes des valeurs caractéristiques physico-chimiques du sol selon les parcelles paysannes étudiées du premier essai 37

Tableau 5 : Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques du sol selon les 04 facteurs étudiés (Doses de P, Inoculation, Dolomie et Parcelles) du second essai 38

Tableau 6 : Valeurs moyennes de poids de la biomasse, de N total et P total dans la biomasse et le nombre de nodules du haricot de l'essai 2 selon les facteurs étudiés (Doses de P, inoculation, dolomie, parcelles) 39

LISTE DES FIGURES

- Figure 1** : Processus majeurs du cycle de l'azote au sein de l'écosystème 3
- Figure 2** : Azote assimilable par les légumineuses au niveau de la rhizosphère 5
- Figure 3** : Dialogue moléculaire entre la plante et la bactérie lors de la mise en place d'une association symbiotique fixatrice de l'azote 6
- Figure 4** : Etat d phosphore dans un système sol/engrai/plante 15
- Figure 5** : Carte pédologique de la région de Vakinankaratra de Madagascar 17
- Figure 6** : Dispositif expérimental dans une parcelle paysanne de l'essai 1 19
- Figure 7** : Dispositif expérimental d'une parcelle paysanne de l'essai 2 23
- Figure 8** : Plan de prélèvement (des sols et des plantes) au sein d'une parcelle élémentaire 25
- Figure 9** : Variation du pH_{eau} suivant les doses de P_2O_5 40
- Figure 10** : Effet des variétés sur le pH_{eau} (Essai 1) 40
- Figure 11** : Effet de doses du P_2O_5 sur le pH_{KCl} (Essai 1) 41
- Figure 12** : Effet de variétés cultivées sur pH_{KCl} (Essai 1) 41
- Figure 13** : Effet des doses de P_2O_5 sur la teneur en N-NH_4^+ du sol (Essai 1) 42
- Figure 14** : Effet de variétés utilisées sur la teneur en N-NH_4^+ du sol (Essai 1) 42
- Figure 15** : Effet de doses de P_2O_5 sur la quantité de N-NO_3^- disponible dans le sol (Essai 1) 43
- Figure 16** : Effet de variétés utilisées sur la quantité de N-NO_3^- disponible dans le sol (Essai 1) 43
- Figure 17** : Effet de doses de P_2O_5 sur P disponible dans le sol (Essai 1) 44
- Figure 18** : Effet de variétés utilisées sur P disponible dans le sol (Essai 1) 44

- Figure 19** : Effet de doses de P_2O_5 sur pHeau (Essai 2) 46
- Figure 20** : Effet de l'inoculation sur pHeau (Essai 2) 46
- Figure 21** : Effet de dolomie sur pHeau (Essai 2) 46
- Figure 22** : Effet de parcelles sur pHeau (Essai 2) 46
- Figure 23** : Effet de doses de P_2O_5 sur pHKCL (Essai 2) 47
- Figure 24** : Effet de l'inoculation sur pHKCL (Essai 2) 47
- Figure 25** : Effet de dolomie sur pHKCL (Essai 2) 47
- Figure 26** : Effet de parcelles sur pHKCL (Essai 2) 47
- Figure 27** : Effet de doses de P_2O_5 sur la teneur en $N-NH_4^+$ du le sol (Essai 2) 49
- Figure 28** : Effet de l'inoculation sur la teneur en $N-NH_4^+$ du le sol (Essai 2) 49
- Figure 29** : Effet de dolomie sur la teneur en $N-NH_4^+$ du le sol (Essai 2) 49
- Figure 30** : Effet de parcelles sur la teneur en $N-NH_4^+$ du sol (Essai 2) 49
- Figure 31** : Effet de doses de P_2O_5 sur la teneur en $N-NO_3^-$ du sol (Essai 2) 50
- Figure 32** : Effet de l'inoculation sur la teneur en $N-NO_3^-$ du sol (Essai 2) 50
- Figure 33** : Effet de dolomie sur la teneur en $N-NO_3^-$ du sol (Essai 2) 51
- Figure 34** : Effet de parcelles sur la teneur en $N-NO_3^-$ du sol (Essai 2) 51
- Figure 35** : Effet de doses de P_2O_5 sur la teneur en P résine du sol (Essai 2) 52
- Figure 36** : Effet de l'inoculation sur la teneur en P résine du sol (Essai 2) 52
- Figure 37** : Effet de dolomie sur la teneur en P résine du sol (Essai 2) 52
- Figure 38** : Effet de parcelles sur la teneur en P résine du sol (Essai 2) 52
- Figure 39** : Effet de doses de P_2O_5 sur la nodulation (Essai 2) 53
- Figure 40** : Effet de l'inoculation sur la nodulation du haricot (Essai 2) 53

Figure 41 : Effet de dolomie sur la nodulation du haricot (Essai 2) 54

Figure 42 : Effet de parcelles sur la nodulation du haricot (Essai 2) 54

Figure 43 : Effet de doses de P_2O_5 sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 56

Figure 44 : Effet de l'inoculation sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 56

Figure 45 : Effet de dolomie sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 56

Figure 46 : Effet de parcelles sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 56

Figure 47 : Effet de doses de P_2O_5 sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 57

Figure 48 : Effet de l'inoculation sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du harico (Essai 2) 57

Figure 49 : Effet de dolomie sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot (Essai 2) 57

Figure 50 : Effet de parcelles sur la quantité de P total du haricot (Essai 2) 57

LISTE DES ACRONYMES

μL :	microlitre
°C:	degré Celsius
ATP :	Adénosine Triphosphate
CEC :	Capacité d'Echange Cationique
CNRE:	Centre National de Recherche sur l'Environnement
FOFIFA :	Foibe Fikarohana ampiharina amin'ny Fampandrosoana ny eny Ambanivohitra
g :	gramme
h:	heure
H⁺:	Proton
H₂SO₄ :	acide sulfurique
ha :	hectare
IRD :	Institut de recherche pour le Développement
KCl :	Chlorure de potassium
kg:	kilogramme
LRI :	Laboratoire des Radiosotopes
m:	mètre
m²:	mètre carrée
mg P kg⁻¹ :	milligramme de Phosphore par kilogramme
mg de N-NH₄⁺ kg⁻¹ :	milligramme de l'ammonium par kilogramme

mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹ : milligramme de nitrate par kilogramme

mg: milligramme

min: minute

ml: millilitre

mm: millimètre

N : azote

N₂ : azote atmosphérique

NH₃: Ammoniac

NH₄⁺: ammonium

NO₂⁻: Nitrite

NO₃⁻ : Nitrate

O₂: Oxygène

P: Phosphore

pH : Potentiel d'hydrogène

ppm : Partie par million

Pr: Plus-value

rpm: round per minute (Tour Par Minute)

TSP : Triple Super Phosphate

LISTE DES ANNEXES

Annexe I : Liste des parcelles paysannes i

Annexe II : Résultats des analyses effectuées au laboratoire ii

GLOSSAIRE

Cycle biogéochimique : Processus de transport et de transformation cyclique d'un élément ou composé chimique entre les grands réservoirs que sont la géosphère, l'atmosphère, l'hydrosphère.

Lessivage : Entraînement des substances solubles du sol par un flux d'eau, qui provoque l'appauvrissement en éléments minéraux des couches superficielles des terrains.

Nodule : Excroissance globuleuse, composée de cellules qui réduisent l'azote atmosphérique en ammonium, que développent certaines plantes au niveau de leurs racines, notamment de la famille des Légumineuses

Rhizosphère : Partie du sol soumise à l'action des racines

Symbiose : association entre deux espèces avec des effets bénéfiques pour chacune des espèces.

Décomposition : transformation des matières organiques sous l'action des microorganismes dans le sol.

RESUME

Dans le but de l'amélioration du rendement et de la récolte du haricot dans la région du Moyen Ouest de Madagascar, deux types d'essais ont été réalisés dans les parcelles multilocales de la zone, plus précisément dans la zone de betafo. L'essai 1 a eu comme objectif de voir les effets de doses croissantes de TSP apportées sur les caractéristiques physico-chimiques des sols des parcelles paysannes de la zone de Betafo et également d'avoir essayé d'évaluer les réponses des trois types de variétés du haricot sur les différentes doses de P_2O_5 au niveau de la formation de nodules. Malgré les problèmes d'attaques des mouches du haricot sur la culture, aucune étude n'a pas pu être réalisée sur la nodulation. Et le second essai a eu comme but d'évaluer les effets de doses croissantes de P_2O_5 , d'apport de dolomie, et d'inoculation sur les caractéristiques physico-chimiques des sols, sur la formation de nodules et aussi sur la production de la biomasse aérienne. De fait, aussi bien pour l'essai 1 que l'essai 2, il a été vérifié que l'apport des doses croissant de TSP favorise l'augmentation des teneurs en P disponible dans le sol. Du point de la disponibilité de N dans le sol, c'était la variété locale qui a obtenu une teneur 8,68 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1} plus grande que la variété RIL 147 (7,23 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et RIL 115 (6,69 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) même s'il n'y a pas eu une différence statistiquement significative ($Pr=0,150$). Mais au niveau de $N-NO_3^-$ la variété RIL 115 a été la plus performante, elle a obtenue le $N-NO_3^-$ avec une quantité significativement différente par rapport aux autres variétés utilisées. Par ailleurs, au niveau du pH des sols, l'acidité des sols a été encore constatée qui nécessiterait une correction bien appropriée. Afin d'évaluer les effets de l'inoculation avec rhizobium, une seule variété (RI-5.2) a été utilisée. Ainsi les résultats montrent qu'il y a eu l'effet positif de l'inoculation sur la teneur en NH_4^+ disponible dans le sol (8,83 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) par rapport à celui qui n'est pas traité avec inoculation (8,62 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) même s'ils ne sont différents dans le test statistique. Mais la disponibilité de $N-NO_3^-$ a été moins faible pour celui qui a été inoculé (7,50 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}) par rapport à celui qui n'a pas été inoculé (9,08 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}). En outre, il a été démontré même statistiquement que le fait d'inoculer la variété RI-5.2 a permis d'avoir une bonne formation de nodules puisque 26 nodules ont été obtenus avec inoculation contre 9 nodules à celui qui n'a pas été inoculé. Enfin, comme les sols ferrallitiques de la zone caractérisés par l'acidité avec pH variant de 5,38 à 5,68, l'apport de la dolomie a présenté une grande nécessité en tant qu'amendement afin de corriger cette acidité du sol.

Mots clés: *Azote disponible, Phosphore disponible, Inoculation, Moyen Ouest, sols ferrallitiques*

ABSTRACT

In order to improve the yield and harvest beans in the Middle West of Madagascar, two types of tests were carried out in multisite plots in the area, specifically in the area Betafo. The first test was a goal to see the effects of increasing doses of TSP made on the physico-chemicals characteristics of soils in farmers' fields in the area of Betafo and also for trying to assess the responses of the three types of varieties of bean on different doses of P_2O_5 at nodules. Cause of the problems of attacks bean flies on culture, no studies have not been performed on nodulation. And the second test was as to assess the effects of increasing doses of P_2O_5 , contribution of dolomite and inoculation on the physico-chemicals characteristics of soils on nodulation and also on the production of aboveground biomass. Indeed, both for Test 1 Test 2 that, it was verified that the addition of increasing doses of TSP promotes increased levels of available P in the soil. With regard to N availability in the soil, it was the local variety that got a grade 8,68 mg of $N-NH_4^+$ kg^{-1} greater than the RIL 147 variety (7,23 mg $N-NH_4^+$ kg^{-1}) and RIL 115 (6,69 mg $N-NH_4^+$ kg^{-1}) even though there was no statistically significant difference ($Pr = 0,150$). But at the $N-NO_3^-$ variety RIL 115 was the best performing, she obtained the $N-NO_3^-$ with an amount significantly different compared to other varieties used. Moreover, at the pH of soils, soil acidity was further observed that would require a much appropriate correction. To assess the effects of inoculation with rhizobia, a single variety (RI-5.2) was used. Thus, the results show that there was a positive effect of inoculation on the content of NH_4^+ available soil (8,83 mg $N-NH_4^+$ kg^{-1}) compared to that which is not treated inoculation with (8,62 mg of $N-NH_4^+$ kg^{-1}) even if they are different in the statistical test. But the availability of NO_3^-N was less weak to one that was inoculated (7,50 mg of $N-NO_3^-$ kg^{-1}) compared to those who were not inoculated (9,08 mg of $N-NO_3^-$ kg^{-1}). In addition, it was demonstrated statistically even that to inoculate the variety RI-5.2 allowed to have a good nodulation with 26 nodules were obtained with inoculation against nine nodules that which has not been inoculated. Finally, as the lateritic soils of the area characterized by acidity with pH ranging from 5,38 to 5,68, the contribution of dolomite presented a great need as an amendment to correct the soil acidity.

Key words: *Nitrogen available, Phosphorus available, Inoculation, Middle West, Ferralsols*

INTRODUCTION

De nos jours, conserver les ressources naturelles et l'environnement, comme le sol et l'eau est l'un des défis les plus importants auxquels les êtres humains doivent faire face. Alors que la croissance démographique ne cesse de continuer, ce qui responsabilise la difficulté du maintien de la sécurité alimentaire.

Au-delà de son importance dans l'alimentation des Malgaches, le haricot se présente comme un produit à valeur économique non négligeable pour Madagascar. Le haricot est une plante intéressante pour les agriculteurs du Moyen Ouest de la grande île, car il peut être cultivé après le cycle de riz. C'est une importante ressource de protéines alimentaires et sa capacité à fixer l'azote atmosphérique pourrait lui permettre d'enrichir le sol en résidus riches en N. Par contre, la disponibilité du phosphore est souvent un facteur limitant de la productivité du haricot sur les sols ferrallitiques de « *tanety* », puisque ces sols de « *tanety* » sont des sols riches en oxyhydroxydes de fer et d'aluminium lesquels adsorbent très fortement le phosphore (Rabeharisoa, 2004). Et cette disponibilité a souvent un effet négatif sur la nodulation du haricot. Il est donc nécessaire d'apporter d'engrais minéraux phosphatés qui sont directement disponibles pour les cultures.

Le Laboratoire des Radiosotopes (LRI) de l'Université d'Antananarivo, l'UMR Eco&Sols (SupAgro-CIRAD-INRA-IRD) et le FOFIFA développent conjointement, depuis 2011, le programme FABATROPIMED (*Ecological services of legumes for nitrogen and phosphorus bio-geochemical cycles and C sequestration in cereal cropping systems in Africa and the Mediterranean Basin*), qui visent à mieux connaître le rôle des sols et ses composantes biologiques dans les services écosystémiques fournis par les agrosystèmes. En effet, des essais multilocales sur les parcelles paysannes dans la région du Moyen Ouest, plus précisément dans la zone de Betafo, ont été réalisés. Pour ce faire, ce faire, deux types d'effets ont été menés, le premier essai dit « Essai 1 » concerne l'essai sur les 20 parcelles paysannes de quelques zones de Betafo et le second essai di « Essai 2 » concerne seulement les 02 parcelles paysannes.

Cette étude a fixé comme objectif principal à déterminer les teneurs d'azote (N) et de phosphore (P) disponibles des sols dans un réseau multi local de parcelles paysannes du

Moyen Ouest et de les mettre en relation avec la production de biomasse et la minéralomasse des plantes et la nodulation du haricot. Par ailleurs, il a été mis comme hypothèses que :

- Hypothèse 1 : « *L'apport des doses croissantes du TSP augmente la disponibilité de P disponible et de N minéral dans le sol* » ;
- Hypothèse 2 : « *La variété tolérante ou non tolérante en carence en P augmente la disponibilité de N et P disponibles dans le sol* » ;
- Hypothèse 3 : « *Les apports des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la disponibilité de P et N dans le sol* » ;
- Hypothèse 4 : « *Les traitements avec TSP, dolomie et inoculation modifient la nodulation* » ;

Ce mémoire est structuré en une partie de Revue bibliographique, puis une deuxième partie mettant relief les matériels et méthodes, une troisième partie présentant les résultats obtenus suivis des interprétations et une dernière partie traitant les discussions afférentes aux hypothèses avancées et la conclusion.

Chapitre 1 : Etat de connaissances sur l'azote (généralité sur le cycle de N)

1.1. Généralité sur le cycle biogéochimique de l'azote

L'azote est un élément important dans la constitution de nombreuses molécules organiques (les acides aminés et protéines, en particulier) (Zahran, 1999). Pour survivre, se développer et se reproduire, les plantes ont besoins de ressources, c'est-à-dire de source d'énergie naturelle ou des matières premières, comme l'énergie lumineuse, l'eau et les éléments nutritifs disponibles dans le sol, essentiellement l'azote (N), le phosphore (P) et le potassium (K) ainsi que d'autres macro et micro-éléments. Au niveau nutritif, l'azote est considéré comme le principal élément limitant la croissance des plantes (Chapin, 1980 ; Aerts et Chapin, 2000). L'azote se trouve principalement sous forme moléculaire (N_2) dans l'atmosphère, où il se présente 78% de l'air (**Figure 1**). Cependant, les plantes ne peuvent pas assimiler directement le N_2 mais l'azote sous forme d'ion nitrate (NO_3^-) ou ammonium (NH_4^+), issus de la décomposition de la matière organique azotée dans le sol (Drevon, 2004).

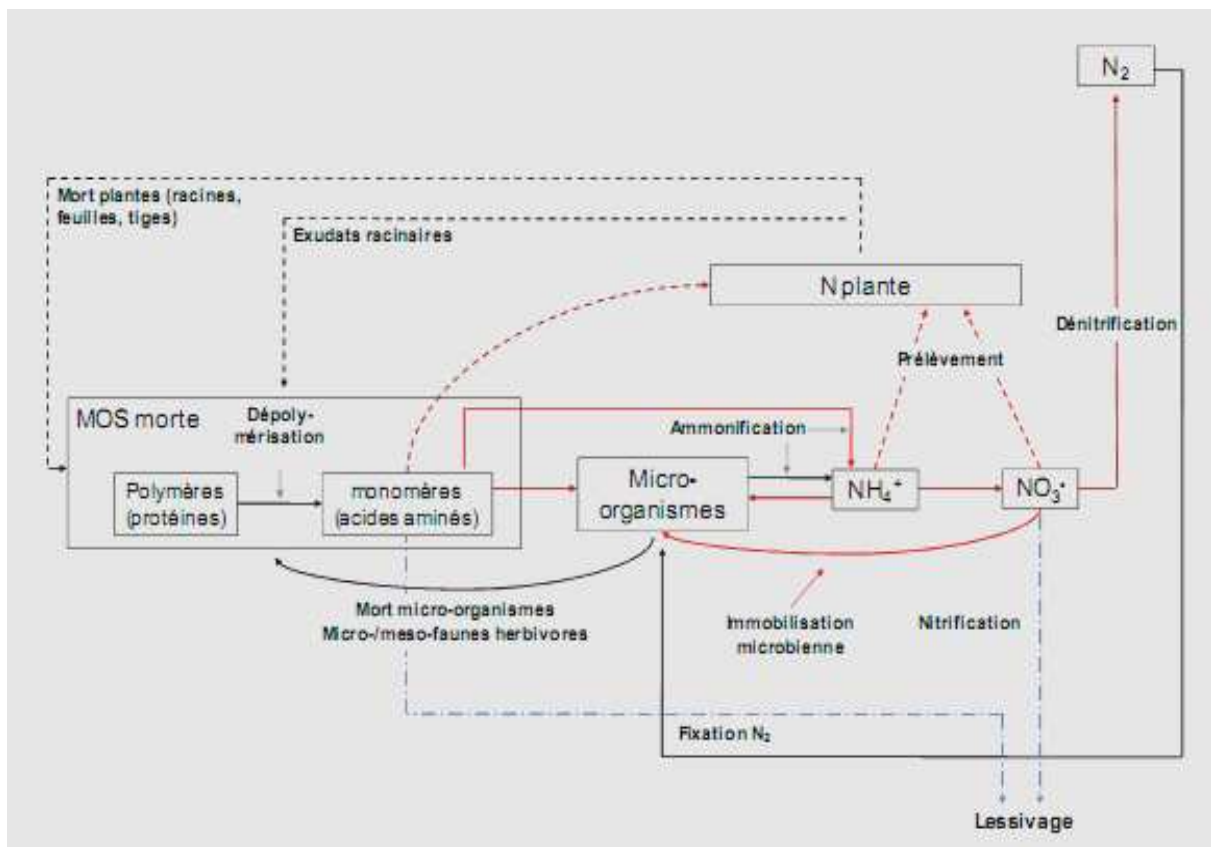


Figure 1: Processus majeurs du cycle de l'azote au sein de l'écosystème (d'après Rennenberg *et al*, 2009).

1.2. Alimentation en N des plantes légumineuses : mécanisme de la fixation symbiotique

1.2.1. *Rhizobium*

Les *Rhizobium*, ou *Rhizobia*, sont des bactéries strictement aérobies du sol, gram négatifs, de la classe α - et β - Protéobactéries, qui ont la capacité d'établir des associations symbiotiques avec les plantes de la famille des légumineuses (Doyle et Luckow, 2003). Ainsi, les associations avec ces bactéries permettent essentiellement à la plante de pouvoir leur besoin nutritionnel en azote.

1.2.2. Classification systématique

Règne : **BACTERIA**

Famille : **RHIZOBIACEAE**

Ordre : **RHIZOBIALES**

Genre : ***Rhizobium***

Espèce : ***sp.***

1.2.3.. Assimilation d'azote par les légumineuses

Les plantes, incapables de réduire N_2 atmosphérique, prélèvent l'azote du sol pour satisfaire leurs besoins nutritifs, qui dépendent de la phénologie de la plante. Pour se faire, les plantes absorbent directement NH_4^+ ou NO_3^- selon leurs disponibilités dans le sol. Les ions NO_3^- et NH_4^+ sont des formes de N susceptibles d'être assimilés par les plantes (**Figure 2**). En ce qui concerne les légumineuses, elles sont bénéficiées par deux sources d'azote, l'une provient de l'azote déjà disponible à travers la décomposition et minéralisation des matières organiques dans le sol et l'autre est assurée par la captation de N_2 à partir de la fixation symbiotique entre les légumineuses et les bactéries fixatrices.

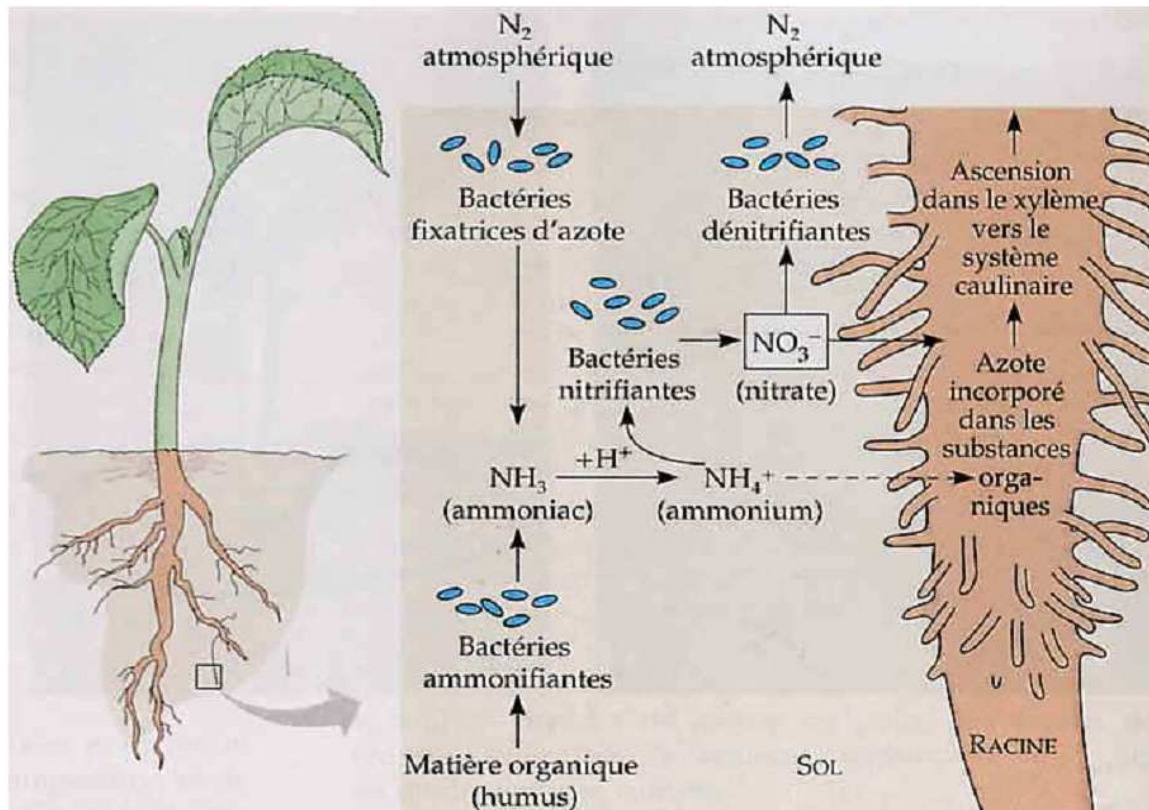


Figure 2: Azote assimilable par les légumineuses au niveau de la rhizosphère

(<http://www.biosol.free.fr>, TERA, 2011)

L'ion nitrate vient de la transformation de l'ammonium par les bactéries nitrifiantes. L'ion ammonium est obtenu par hydrogénation de l'ammoniac.

Ensuite, l'ammonium est le dérivé de l'azote atmosphérique après transformation par les bactéries fixatrices d'azote ou de l'azote contenu dans l'humus, après minéralisation.

Ainsi, le nitrate migre le long du xylème d'une racine vers le système caulinaire de façon ascendante et puis il est incorporé à des chaînes carbonées pour donner des acides aminés et des protéines au niveau de la feuille.

1.2.4. Décomposition et minéralisation d'azote organique

A part des légumineuses, les végétaux ne peuvent assimiler directement l'azote contenu dans les composés organiques. Ainsi, cela nécessite la minéralisation de ces composés sous l'action des micro-organismes décomposeurs, laquelle permet la libération de l'azote sous des formes minérales dans le sol. Puisqu'une partie des composés azotés, stockés dans la

biomasse, est sans cesse restituée au milieu sous forme de matière organique morte, contenue dans la litière et autres déchets, excréta et cadavres, la production de litière et sa décomposition représentent les facteurs clés du stockage et de la libération de l'azote nécessaire pour la culture.

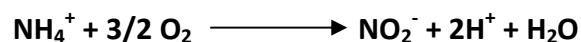
La décomposition, qui correspond à la dépolymérisation de la matière organique, est réalisée par des enzymes extracellulaires de bactéries et de champignons (Jackson *et al.*, 2008). Ces micro-organismes convertissent ensuite l'azote organique en NH_4^+ , lors de l'ammonification. L'azote ammoniacal produit est utilisé à la fois par les plantes, et les micro-organismes, tels que les bactéries nitrifiantes qui transforment le NH_4^+ en NO_3^- qui est la forme la plus facilement assimilable par les plantes.

1.2.4.1. Ammonification

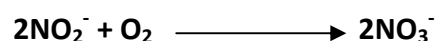
L'ammonification, c'est le processus par lequel les bactéries et les champignons transforment les matières organiques en libérant leurs composants azotés. Plus précisément, c'est le processus par lequel l'azote sous forme organique devient de l'azote ammoniacal ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$). Par son manque de spécificités, ce processus peut avoir lieu dans une large gamme de température, d'humidité et de pH du sol (Henintsoa, 2013).

1.2.4.2. Nitrification

La nitrification se réalise en deux étapes par des bactéries autotrophes et certains champignons (Costa *et al.*, 2006 ; Wrage *et al.*, 2001). La première étape s'explique par les bactéries nitrosantes suivant la réaction ci-après qui se nomme : **la nitrosation**



La deuxième étape c'est l'oxydation par des bactéries nitratantes, ce qui réalise la **nitratation** :

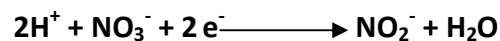


Donc, la nitrification est un processus aérobie strict. Ce processus est affecté par le contenu en eau, avec une humidité optimum du sol entre 30 et 60% (Bouwman, 1998), mais aussi par la température, avec un optimum vers 37°C, et le pH avec un optimum à pH 5,5-6,5

(Machefert *et al.*, 2002). Les formes d'azote réduites s'accumulent dans les sols mal drainés et mal oxygénés.

Le NO_3^- est la forme azotée la plus abondante dans le sol et la plus disponible pour les plantes. En outre, la présence de NO_3^- dans le sol stimule sa vitesse d'absorption, qui indique un transporteur membranaire induit.

Une fois absorbé, l'ion NO_3^- peut être soit directement assimilé, soit réduit par la nitrate réductase (NR) en nitrite (NO_2^-) suivant la réaction suivante :



Le produit de la réaction, NO_2^- , migre dans les plastes racinaires ou les chloroplastes foliaires pour être réduit en NH_4^+ par la nitrite réductase (NiR) :



L'absorption de NO_3^- par les racines est ensuite sensible aux basses températures, aux conditions anaérobies et aux inhibiteurs de la respiration et de la synthèse protéique.

En conséquence, la réduction de NO_3^- est synchronisée avec l'activité photosynthétique, capable de fournir l'énergie nécessaire ainsi que les squelettes carbonés indispensables à l'incorporation de NH_4^+ . La réduction de la proportion de NO_3^- dans les racines ou dans les feuilles est également régulée par la concentration de NO_3^- dans le sol. Puis, à faible concentration, la majorité de NO_3^- est réduite dans les racines et les acides aminés formés sont transportés dans les parties aériennes alors qu'à forte concentration, l'assimilation de NO_3^- dans les racines devient limitant et une forte proportion de NO_3^- est assimilée dans les feuilles, formant du NH_4^+ rapidement assimilé. La matière organique est à son tour restituée au milieu, sous forme de litière et autres déchets, pour y être minéralisée lors de l'ammonification et poursuivre le cycle de l'azote.

1.3. Mode d'infection et développement des nodules

Le mode de reconnaissance de la symbiose entre légumineuses et *Rhizobium* est un processus complexe. Les bactéries fixatrices d'azote, présentes à l'état saprophyte dans la rhizosphère, répondent par chimiotactisme positif aux exsudats racinaires de la plante

(Barbour *et al*, 1991). Ces bactéries sont attirées par des acides aminés, des sucres, des acides dicarboxyliques de la rhizosphère, mais aussi des flavonoïdes (**Figure 3**).

L'infection des légumineuses par des bactéries s'effectue par deux modes différents : via les poils absorbants où se il y a la formation de cordons d'infection, ou via des blessures occasionnées par des éléments extérieurs.

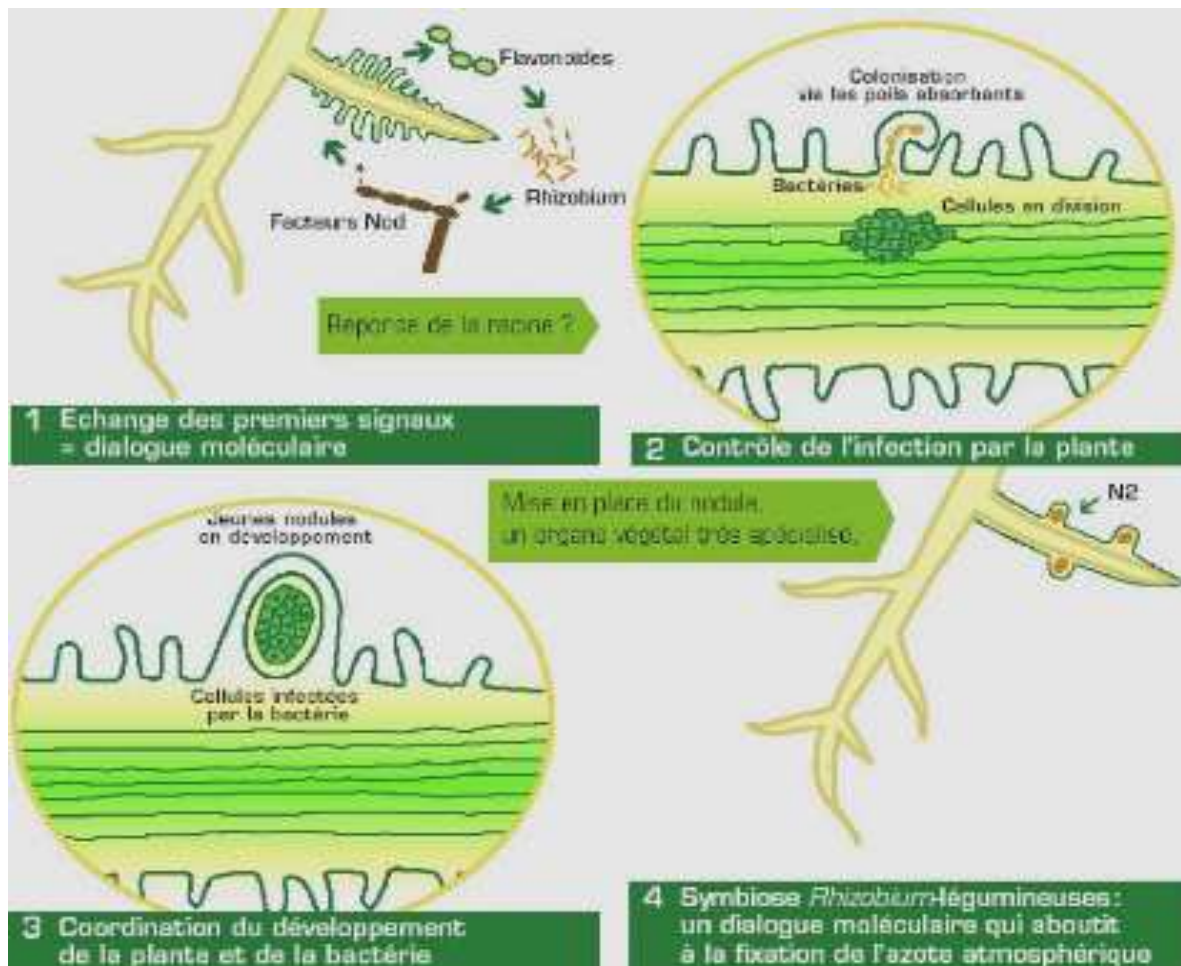


Figure 3: Dialogue moléculaire entre la plante et la bactérie lors de la mise en place d'une association symbiotique fixatrice de l'azote (Journet, 2004).

1.3.1. Préinfection

L'interaction entre la plante et la bactérie commence dans la rhizosphère, la croissance des bactéries s'effectue d'une manière sélective par la plante (Mouna, 2008). En effet, les *rhizobia* sont attirés vers les poils absorbants des racines par une large gamme de substances de types flavonoïdes (**Figure 3**) et isoflavonoïdes, principalement par les phénylpropanoïdes exsudés par la racine (Mouna, 2008). D'ailleurs, en milieu pauvre en

azote qu'une production est plus importante. Ainsi, les flavonoïdes présents dans les exsudats racinaires engendrent l'expression des gènes *nod* bactériennes qui va produire par conséquent des facteurs Nod (**Figure 3**). Et ces facteurs Nod induisent des événements morphologiques, physiologiques et moléculaires chez la plante hôte et la déformation du poil racinaire se poursuit.

1.3.2. Infection

L'infection des racines pourrait avoir lieu à travers les poils absorbants ou des blessures, ou à travers l'espace intercellulaire (Rasanen, 2002). Au cours de l'infection, la pénétration de la bactérie est facilitée par la courbure du poil absorbant et en conséquence la bactérie est entourée par la paroi végétale dans une zone confinée. La croissance des nodosités continue dans les régions infectées de l'écorce et du péricycle, jusqu'à ce que ces deux masses de cellules fusionnent et forment la nodosité.

Chapitre 2 : Les légumineuses et ses utilités sur nutrition

2.1. Présentation générale des légumineuses

La famille des légumineuses est très diverse avec 3 sous familles : Mimosoideae, Caesalpinioideae, et Papilionoideae (Doyle et Luckow, 2003) et compte environ 20 000 espèces (Gepts *et al.*, 2005). Cette dernière sous famille regroupe les espèces cultivées les plus importantes économiquement comme le haricot, le soja, le pois, le pois chiche l'arachide et la luzerne.

En ce qui concerne le haricot, en Amérique latine et dans plusieurs pays d'Afrique et d'Asie, il est l'une des plus importantes cultures vivrières, et constitue une grande source de protéines végétales pour la consommation humaine et animale. Près de 500 millions de personnes consomment le haricot comme base dans leur ration quotidienne, essentiellement pour sa forte teneur en protéines. En Amérique latine et centrale, il est cultivé largement, le Mexique et le Brésil étant les principaux producteurs. En Afrique de l'Est et du centre, le haricot prend une part importante dans la diète de pays comme le Burundi, le Kenya, le Rwanda ou la Tanzanie. En Ouganda, la consommation de 30 kg par habitant et par an est supérieure à celle moyenne d'Amérique du Sud (Guene NF, 2002).

A Madagascar, la culture du haricot revêt un caractère particulier dans l'agriculture puisqu'elle est une culture de rente pendant la période de soudure durant la saison sèche.

2.2. Classification systématique de la plante (haricot)

Règne :	<i>Plantae</i>
Famille :	<i>Fabaceae</i>
Genre :	<i>Phaseolus</i>
Espèce :	<i>vulgaris</i>
Nom binomial :	<i>Phaseolus vulgaris</i>

2.3. Importance des légumineuses à graines sur nutrition (humaine et animale)

Les légumineuses présentent beaucoup d'intérêts pour la vie des êtres vivants aussi bien animaux que végétaux. Parmi les espèces cultivées, il existe deux types de légumineuses : les légumineuses fourragères et les légumineuses à graines, dont le haricot fait partie. En ce qui concerne les légumineuses à graines, elles sont parmi les premières espèces qui ont été domestiquées dans le croissant fertile, où on retrouve encore certains restes archéologiques vieux d'environ 12 000 ans pour les plus anciens. Les écrits issus de la Rome antique rapportent de nombreux témoignages de l'utilisation des légumineuses à graines dans les rations alimentaires (AEP, 2004), comme des fèves, des lentilles et aussi des pois. Aujourd'hui, leurs diverses formes cultivées dans différentes régions du monde et leurs utilisations reflètent diverses histoires humaines de migration, domestication et traditions.

Ce sont des espèces protéagineuses qui sont exploitées pour leur graine riche en protéines et lipides. Elles ont de bonnes valeurs nutritionnelles aussi bien pour l'homme que pour l'animal.

Chapitre 3. Capacité des légumineuses à fixer l'azote atmosphérique et leurs importances dans les systèmes agricoles (fixation symbiotique et rôle de *rhizobium*)

3.1. Fixation biologique de N₂

Suite à la fixation naturelle de N₂, par oxydation chimique ou par assimilation par des micro-organismes spécialisés libres ou symbiotiques, l'azote est rendu utilisable pour les cultures. L'azote atmosphérique ou le diazote représente ainsi la source majeure de production de substances protéiques essentielles au développement des plantes (Cleveland *et al.*, 1999).

La majorité du processus de fixation est la fixation biologique de N₂. L'origine de ce processus se confond avec l'apparition de la vie sur terre, il y a 3,5 milliards d'années (Karl, 2002). Les organismes fixateurs comprennent à la fois des procaryotes symbiotiques ou libres, tels que des bactéries hétérotrophes, aérobies (*Azotobacter*) et principalement anaérobies (*Clostridium*), ainsi que des bactéries autotrophes (*Rhodospirillum*) très répandues dans le sol, sur la surface des feuilles et des écorces. Les systèmes symbiotiques des plantes légumineuses sont relativement compris que des méconnaissances persistent sur la fixation par des cyanobactéries symbiotiques ou des bactéries libres hétérotrophes. Il est alors difficile d'établir avec précision leur taux de fixation de N₂ même si leur contribution est considérée importante. Cependant, les fixateurs les plus puissants sont les bactéries symbiotiques de végétaux supérieurs, tels que le genre *Rhizobium* symbiotiques des légumineuses, pouvant fixer jusqu'à 200 kg N ha⁻¹ (Smil, 1999). Ces bactéries se développent dans le sol et colonisent les poils absorbants ce qui induit la formation des nodules. 20% de l'azote ainsi fixé dans les nodules est transféré à la plante, qui fournit en échange des glucides aux bactéries, et 80% est émis dans le sol après la mort et la décomposition des nodules. Dans des conditions normales, les organismes fixateurs profitent alors de l'azote sans qu'il y ait excrétion de composés azotés, mais à leur mort et après à leur mort et après humification, N est devenu à disposition des végétaux fournissant en moyenne 25 kg N ha⁻¹ au niveau des continents. Dans la plupart des écosystèmes, les organismes fixateurs conduisent en effet à l'accumulation de composés azotés dans le temps, menant à un apport proche de l'équilibre avec d'autres ressources limitantes (Vitousek *et al.*, 2002). Ce processus est alors suffisant pour maintenir le stock de composés azotés dans l'écosystème et reconstituer les pertes.

3.2. Importances des légumineuses dans les systèmes agricoles

Etant donné les caractéristiques des légumineuses ci-dessus, les légumineuses présentent en effet des intérêts surtout sur le plan agronomique. La déficience d'azote minéral dans le sol constitue un facteur limitant de la croissance des plantes. C'est le constituant principal de l'atmosphère terrestre sous forme d'azote gazeux (N_2) mais les plantes n'ont pas l'aptitude de l'assimiler directement. Néanmoins les légumineuses peuvent acquérir l'azote (N_2) grâce à leur capacité à établir une symbiose avec des bactéries du sol. Ainsi, elles ne nécessitent pas l'apport d'engrais azotés, à la différence des céréales et des autres plantes.

La production des engrais azotés nécessite beaucoup d'énergie : l'énergie nécessaire à la production chimique d'une tonne d'engrais azotés par l'industrie, est de 2,5 tonnes de pétrole (<http://www.fondation-nicolas-hulot.org/page.php?id=1>). Leur coût ne cesse donc d'augmenter proportionnellement au prix du pétrole. La fertilisation azotée des plantes joue donc un rôle important dans l'accroissement de l'effet de serre et est très coûteux économiquement tout en étant l'une des origines d'une pollution importante car souvent les nitrates sont lixiviés lors des pluies et atteignent la nappe phréatique (Link *et al.*, 2006).

Cela résulte que la culture des légumineuses représente donc le meilleur moyen de produire des protéines tout en valorisant et respectant l'environnement. Bref, c'est un exemple de culture dans le cadre d'une agriculture durable.

D'autres effets bénéfiques des légumineuses ont été observés lors de leurs utilisations en rotation ou en association dans les systèmes de culture en apportant une certaine contribution en azote en captant l'azote atmosphérique. Aussi les résidus des légumineuses sont plus riches en azote et contribuent à enrichir le sol en cet élément. Par conséquent, les cultures succédant aux légumineuses peuvent aussi bénéficier indirectement de l'azote fixé par l'entremise des résidus laissés par la légumineuse (Chalck, 1998). Graham et Vance (2003) stipulent que l'utilisation en rotation de ces cultures pour fertiliser les sols d'une année sur l'autre permettrait de faire l'économie de 200 à 300 millions de dollars US d'engrais azotés aux Etats-Unis. Certains chercheurs soulignent également l'effet bénéfique des rotations sur l'amélioration des propriétés physiques et biologiques des sols et sur la

capacité de quelques légumineuses à solubiliser des phosphates de calcium et le phosphore par leurs exsudats racinaires.

Selon Danso (1995), l'azote de la fixation a une contribution plus importante pour la croissance des végétaux par rapport à celui des engrais azotés appliqués dans l'agriculture des pays en développement. L'azote fixé dans l'atmosphère contribue pour 50 à 60% du N des légumineuses à graines, 55 à 60% du N des arbres fixateurs d'azote, 70 à 80% du N des légumineuses fourragères. Cette réserve d'azote, étant stockée dans les feuilles, les nodules ou bien les autres organes, reste plus longtemps disponible dans les sols comparativement à N minéral qui est facilement et fortement lixivié par les eaux de ruissellement.

Chapitre 4 : Etat de connaissances sur le Phosphore (cycle de P et son rôle dans fixation symbiotique de N)

4.1. Alimentation phosphatée des plantes

La majorité du P prélevé par les végétaux supérieurs est prélevé sous forme d'ion orthophosphate ou P_i ($H_2PO_4^-$, HPO_4^{2-}) à partir de la solution du sol et par voie racinaire (**Figure 4**). Sa faible disponibilité dans les sols (Bielecki, 1973) ; Hinsinger, 2001) et sa faible diffusion (Schachtman *et al.*, 1998) font que la biodisponibilité de cet ion est un facteur limitant pour la production des écosystèmes. Par contre, les plantes ont développé de nombreuses stratégies leur permettant d'assimiler le P_i avec une plus grande efficacité dans des sols appauvris en cet élément. Ces stratégies consistent en premier lieu à une augmentation de la croissance racinaire, puis, la mise en place d'organes spécialisés (Skene, 1998), ensuite, l'expression de transporteurs de P_i à haute affinité (Raghothama et Karthikeyan, 2005), la sécrétion d'exsudats racinaires et d'enzymes spécialisées (Duff *et al.*, 1994 ; Jones, 1998) et l'association symbiotique avec des champignons du sol (Smith et Read, 2008). Ainsi, pour qu'un P_i soit prélevé par une plante, il doit quitter la particule de sol à laquelle il est associé, être transféré dans la solution du sol, migrer ensuite par diffusion entre les particules de sol sur une distance de quelques millimètres pour être finalement absorbé par une racine non lignifiée ou un hyphes mycorhizien et puis être transporté vers la racine. Une fois dans la plante, cet ion va contribuer à l'élaboration du rendement.

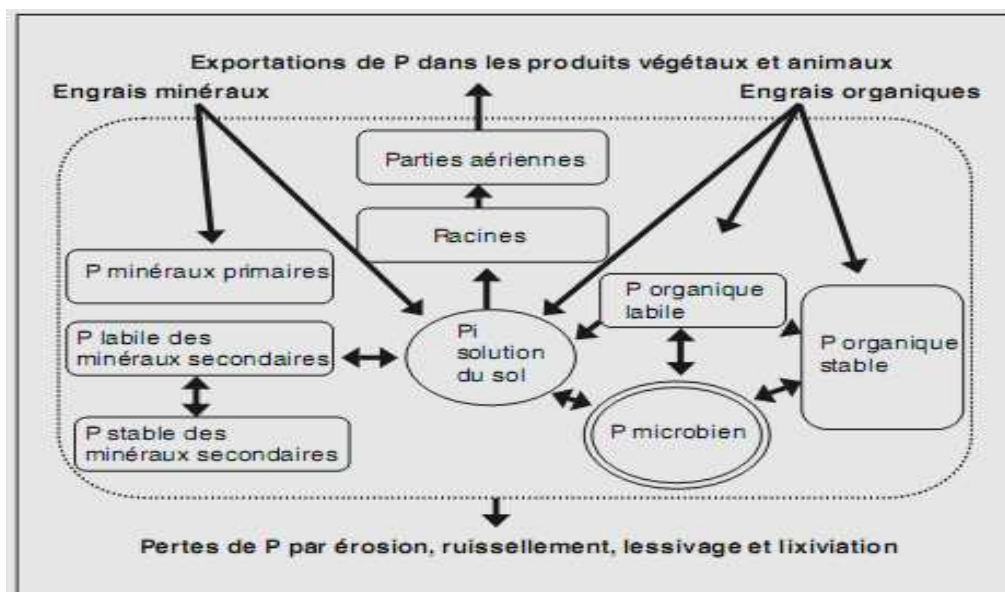


Figure 4: Etat de phosphore dans un système sol/engrais/plante

4.2. Niveau de la disponibilité du P dans les sols tropicaux

Comme les types des sols dans d'autres pays tropicaux (Balibino *et al.*, 2002 In Andriamaniraka, 2009), les caractéristiques de sols de Madagascar sont dominés par des sols ferrallitiques, puisqu'ils occupent environ 65% de la surface de l'île. La disponibilité d'un élément minéral est déterminée par la capacité de l'organisme vivant considéré à l'observer mais aussi sa capacité à changer sa mobilité physique et chimique (Andriamaniraka, 2009). Elle dépend non seulement de leur concentration dans le sol mais également de leur accessibilité par les racines des plantes (Bertrand et Guigou, 2000).

La majorité des sols, y compris les sols ferrallitiques, possèdent une quantité importante de P total (Rabeharisoa, 2004). Par contre, une faible fraction généralement inférieure à 1% serait disponible ou « assimilable », pour être absorbé par les végétaux (Richardson *et al.*, 2009).

Un grand nombre de réactions physico-chimiques et biologiques permettent de libérer des ions phosphates dans la solution à partir des compartiments minéral, organique et microbien du sol, favorisant la disponibilité du phosphore (Morel *et al.*, 2006).

Toutefois, les sols ferrallitiques sont caractérisés par une acidité élevée et par une teneur élevée en aluminium échangeable (Manitrarinina, 2013), ce qui réduit la disponibilité du phosphore et induit une faible productivité des sols ferrallitiques (Rabeharisoa, 2004).

Afin de résoudre ce problème de faible niveau de disponibilité du P, d'après Boyer, (1982), il faut tenir compte beaucoup plus de la matière organique, puisque non seulement elle renferme une source importante de P sous forme P_o mais également contribue au stockage réversible des éléments nutritifs par l'intermédiaire de la minéralisation/immobilisation par les microorganismes (Bertrand et Guigou, 2000). En outre, l'action des microorganismes, l'exsudat racinaire des plantes et la décomposition de la matière organique produisent certains acides organiques (Rabetokotany, 2008), qui ont la capacité de former les complexes Fer-Phosphore ou Aluminium-Phosphore en complexes plus stables à la surface des particules de l'argile. Les apports de matières organiques s'avèrent être très indispensables puisque, comme les champignons mycorhiziens sont capables de synthétiser les enzymes phosphatases ce qui permet de mobiliser les P_o provenant notamment des apports de matières organiques (Tumer, 2008).

4.3. Besoins de P pour la fixation biologique de N₂

En zones tropicales, la carence phosphatée est très fréquente y compris dans les sols ferrallitiques de la grande île. Alors que le phosphore est l'un des nombreux éléments qui affectent les rendements et la fixation symbiotique de l'azote chez les légumineuses. En outre, les légumineuses ont des besoins plus importants en phosphore en comparant aux autres plantes (Sadowsky, 2005). Graham et Rosas (1979) et Pereira et Bliss (1987) ont démontré que la quantité d'azote fixé par le haricot est fortement limité par la carence des sols en phosphore. Et, le manque en cet élément dans le sol réduit le nombre et la masse des nodules ainsi que l'activité de la nitrogénase des légumineuses (Qiao *et al.*, 2007).

En effet, la concentration en P a une influence sur la formation des nodules. Il est même affirmé que le nodule est un puits très important en milieu pauvre en P. Graham et Rosas (1979) et Pereira et Bliss (1987) ont montré aussi que, dans ces conditions, un enrichissement plus rapide en phosphore dans les nodules que les autres parties végétales a été identifié. De plus, chez le haricot, une expérimentation a permis de vérifier qu'il existe des différences entre cultivars en considérant leur tolérance à la carence phosphatée (Pereira et Bliss 1987).

Chapitre 1 : ZONE D'ETUDES ET DEMARCHE DE L'EXPERIMENTATION

1.1. Zone d'études

1.1.1. Localisation de la zone d'études

Les études ont été réalisées dans le Moyen Ouest de la région de Vakinankaratra, dans les deux communes rurales du district Betafo, Ankazomiriotra qui se situe entre 19°39' Sud et 46°30' Est et Vinany située entre 19°39' sud de latitude et 46°28' Est de longitude.

1.1.2. Climat, végétation et relief de la zone d'études

La zone de Betafo est située au sud du massif volcanique de l'Ankaratra dans la zone centrale de Madagascar. Elle fait partie des zones tropicales de moyenne altitude (600-1000 m) et est soumise à un climat subhumide. La zone possède deux saisons très marquées : un hiver austral avec peu de pluie, et un été pluvieux. La pluviométrie moyenne de la zone va de 1000 à 1500 mm an⁻¹ et la durée de la saison sèche est de 6 à 7 mois (avril à novembre). La température moyenne annuelle est de 21°C.

La zone de Betafo est caractérisée par une forêt décidue sèche comme végétation climacique, qui ne subsiste plus qu'en des surfaces restreintes. Les formations herbacées dominant (pseudo-steppe ou savanes plus ou moins arborées) avec les genres *Aristida*, *Heteropogon* et *Hyparrhenia* comme espèces herbacées dominantes (Hervieu, 1967). En outre, les feux de brousses répétés ont fait disparaître les forêts. Les couvertures forestières sont alors réduites à des forêts galeries et des forêts intra-montagnardes, et à de la végétation arborée près des lieux habités (Rakotomampionona, 2013).

Le relief de cette zone est marqué par un relief de plateaux et collines convexes à pentes plus ou moins fortes (Rasambainarivo et Ranaivoarivelo, 2004 ; Husson *et al.*, 2012). La partie orientale est caractérisée par de nombreux cônes volcaniques et des collines et une altitude plus élevée (plus de 1200m). La partie occidentale a une topographie généralement accidentée avec l'alternance de plateaux caractéristiques du Moyen Ouest à une altitude moyenne de 940m et des massifs granitiques ou quartziques culminant à plus de 1000m. Le relief accidenté et les feux de brousse répétés favorisent la formation de « *lavaka* » dans beaucoup d'endroit (Rakotomampionona, 2013).

1.1.3. Caractéristiques pédologiques de la zone de Betafo

Les sols ferrallitiques rouges sur roches volcaniques basiques (basaltes) hérités d'un volcanisme ancien, dominant dans cette zone (Figure 6). Ce sont des sols de couleur rouge ou brun-rouge, argileux (autour de 60 % d'argiles), peu acides (pH = 5,5-6) qui se rencontrent sur les zones de « *tanety* » et les colluvions de bas de pente (Hervieu, 1961 ; Husson *et al.*, 2012). Ils peuvent être compactés ou non (Husson *et al.*, 2012) et sont généralement formés sous des pseudo-steppes à *Aristida* (Roederer, 1971).

La végétation naturelle y est assez diversifiée, avec des plantes indicatrices d'une fertilité relativement bonne (*Ageratum spp*, *Cynodon spp*, diverses légumineuses) (Husson *et al.*, 2012). Leurs caractéristiques physico-chimiques varient suivant la toposéquence. Les sols ferrallitiques sur glacis se caractérisent par un horizon friable et une CEC de 2-4 $\text{cmol}_c \text{ kg}^{-1}$ (Hanitra, 2012).

Les sols des versants de glacis et de la zone des collines disséqués ont des réserves nutritifs plus importantes mais sont sujets à l'érosion. Ce sont des sols ferrallitiques rajeunis, limoneux à faible cohésion (Hanitra, 2012).

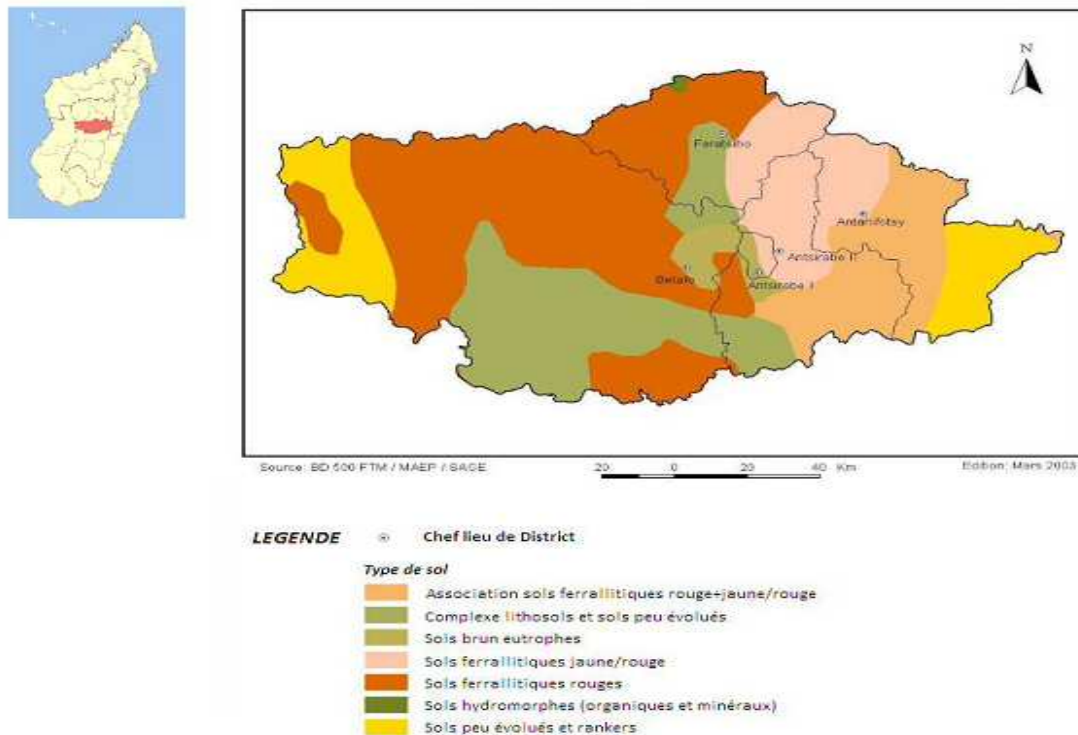


Figure 5: Carte pédologique de la région de Vakinankaratra de Madagascar Source : MAEP-UPDR, 2003

1.2. Démarche de l'expérimentation

Les sites d'étude se trouvent dans le district de Betafo, dans les communes rurales d'Ankazomiriotrade, Andratsay et Vinany. Des parcelles paysannes ont été choisies chez divers agriculteurs qui colaborent avec le FOFIFA comme dispositifs expérimentaux. Notre étude est composée par deux essais distincts visant à tester l'effet du phosphore sur la nodulation et la croissance du haricot, dont l'un est de voir et l'autre est d'étudier l'effet de l'inoculation ou non avec une souche de *Rhizobium* avec ou non des doses croissantes de phosphore, accompagné par traitement avec ou non dolomie, pour une seule variété de la même plante.

1.2.1. Essai 1

Le premier essai a pour objectif de tester l'effet du phosphore sur diverses variétés de haricot. Nous avons choisi vingt (20) parcelles paysannes de la zone d'étude, mais une parcelle (parcelle 2) a été éliminée car le haricot n'a pas poussé. Six (06) d'entre elles se trouvent dans la commune rurale d'Ankazomiriotra, six autres ont été choisies à Andratsay et les huit (08) qui restent se localisent dans la commune rurale de Vinany (**Annexe I**).

L'essai consiste à tester l'effet de trois doses de phosphore sur trois (03) variétés de haricot. Donc, ce premier essai comporte deux (02) facteurs, avec trois modalités pour chaque facteurs, soit neuf traitements, mais avec une seule répétition chez chaque paysan. Toutefois, chaque paysan correspond à une répétition. Il s'agit donc d'un dispositif expérimental multilocal avec deux facteurs testés (dose P et variété de haricot), avec 3 modalités chacun (3 doses de P et 3 variétés de haricots) et 19 répétitions. Le dispositif de chaque parcelle concernée est présenté dans la figure 6.

➤ Matériel végétal (variétés de haricot) : Facteur 1

Trois types de variétés de haricot ont été utilisés dans ce premier essai, les deux premières variétés sont d'origine du FOFIFA et la troisième est une variété locale.

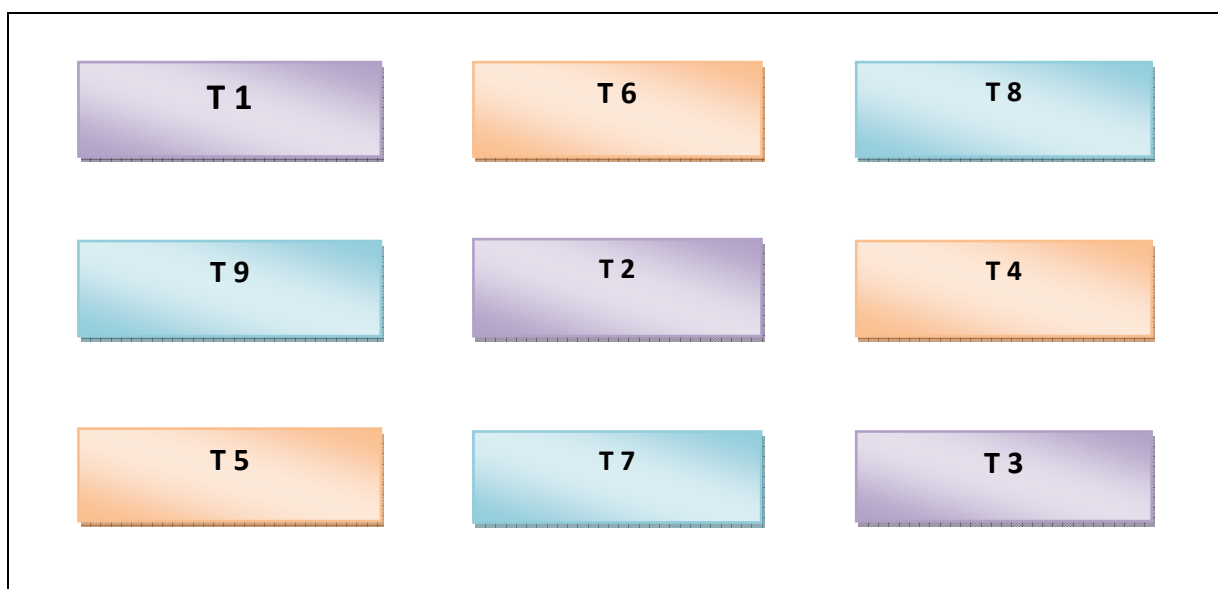
- ▲ Variété « RIL 115 » : c'est une variété tolérante à la carence en phosphore ;
- ▲ Variété « RIL 147 » : qui est sensible à la carence en phosphore ;
- ▲ Variété « Soafianarana » : qui est une variété malgache (traditionnelle).

➤ **Intrant chimique : Facteur 2**

L'effet du phosphore, sous forme de phosphore de type Triple Super Phosphate (TSP) à 46% de P_2O_5 , a été réalisé aux doses de 0, 50 et 200 kg P_2O_5 ha⁻¹. Et l'apport a été fait en poquet.

➤ **Dispositif expérimental dans une parcelle :**

La disposition de 09 traitements dans chaque parcelle se fait au hasard. Pour chaque traitement, il y a 4 lignes de 4 m, soit une surface de 8m². La surface totale d'une parcelle élémentaire chez un paysan est de 72m². Cette figure ci-dessous représente le schéma de dispositif expérimental dans chaque parcelle.



Les parcelles de même couleur indiquent une même variété cultivée.

Figure 6: Dispositif expérimental dans une parcelle de l'essai 1

Les neufs traitements correspondant à la combinaison des variétés et des doses de phosphore sont présentés dans le Tableau 1.

Tableau 1 : Répartition des traitements appliqués à l'essai 1

Traitements	Doses de P ₂ O ₅ (Kg/ha)	Doses de TSP (g/parcelle)	Variétés
T 1	0	0	RIL 115
T 2	50	86,956	
T 3	200	347,824	
T 4	0	0	RIL 147
T 5	50	86,956	
T 6	200	347,824	
T 7	0	0	Soafianarana
T 8	50	86,956	
T 9	200	347,824	

1.2.1.2. Méthodes mises en œuvre

➤ Préparation du sol

Les paysans de la région de Vakinankaratra y compris ceux de Moyen Ouest de la région ont des habitudes empiriques de travailler le sol avec l'«angady». En effet, le travail du sol se fait manuellement pour la plupart du temps.

➤ Semis

Le semis a été effectué en ligne. Chaque ligne contient 20 graines, ce qui correspond à 20 poquets, donc une graine par poquet. En ce qui concerne l'écartement, la distance entre les lignes est de 50 cm et la distance entre les poquets est de 20 cm.

➤ Pesage des engrais (TSP)

La pesée des quantités d'engrais nécessaires pour chaque traitement se fait à l'aide d'une balance de précision. L'engrais est ensuite mis dans des sacs plastiques soudés correspondant à chaque dose.

1.2.2. Essai 2

Ce second essai se localise à Andratsay. Deux parcelles de paysans ont été choisies. Ce deuxième essai vise à analyser les effets de l'inoculation ou non des graines de haricot par *Rhizobium* (bactérie fixatrice de l'azote atmosphérique), combiné à l'effet d'apports de phosphore (trois modalités) et à l'effet d'apports de dolomie (deux modalités). Les traitements sont donc au nombre de 12, avec 4 répétitions.

1.2.2.1. Matériels utilisés

➤ Matériel végétal (variété de haricot) :

Pour tous les traitements, une seule variété de haricot a été utilisée. Cette variété se nomme « **RIL 5.2** ». C'est une variété produite par FOFIFA Antsirabe.

➤ Inoculation avec *Rhizobium* : facteur 1

La moitié des traitements ont été inoculés avec des souches de *Rhizobium*, l'autre moitié n'était pas inoculée. L'inoculum provient du CNRE. Dans les douze traitements, les graines ont été inoculées au moment du semis en les enrobant avec un inoculum-tourbe à la dose de 15 g d'inoculum par kilogramme de semences. Une solution d'eau sucrée a été utilisée comme adhésive pour l'enrobage des graines avec l'inoculum. Ce sont des stagiaires du FOFIFA (**Sitraka**) et de CNRE (**Tsoushima**) qui ont préoccupés toutes ces opérations.

➤ Intrans chimique (TSP) : Facteur 2

C'est encore le Triple super Phosphate (TSP à 46%) a été apporté. La dose est similaire à celle de premier essai. L'apport a été réalisé en poquet. La dose de P₂O₅ en kg/ha est la suivante :

- ✪ 0 kg/ha de P₂O₅
- ✪ 50 kg/ha de P₂O₅
- ✪ 200 kg/ha de P₂O₅

➤ **Niveau d'apport de dolomie Facteur 3**

La dose de dolomie apportée pour quelques traitements (T1, T2, T3, T10, T11, T12) est de 400kg/ha.

➤ **Parcelles paysannes : Facteur 4**

Les parcelles des paysans ont été considérées aussi l'un des facteurs étudiés dans cette étude. Dans l'essai 1, les parcelles paysannes même ont été prises comme des répétitions, de même pour l'essai 2, les effets de ses 02 parcelles ont été également pris en compte.

Tableau 2: Répartition des traitements appliqués de l'essai 2

Traitement	Dose de P ₂ O ₅ (kg ha ⁻¹)	Quantité de TSP (g / parcelle)	Niveau d'inoculation (inoculum/masse de semences (g/kg))	Quantité de dolomie (g / parcelle)
T 1	0	0	15	400
T 2	50	86,956	15	400
T 3	200	347,824	15	400
T 4	0	0	0	0
T 5	50	50	0	0
T 6	200	200	0	0
T 7	0	0	15	0
T 8	50	50	15	0
T 9	200	200	15	0
T 10	0	0	0	400
T 11	50	50	0	400
T 12	200	200	0	400

1.2.2.2. Méthodes mises en œuvre

Le travail du sol s'effectue manuellement. La pesée des engrais (TSP et dolomie) se fait avec la balance de précision. Et puis, l'inoculation des graines du haricot par des souches de rhizobium se réalise au moment de semis.

➤ Dispositif expérimental d'une parcelle : bloc complet randomisé en factoriel

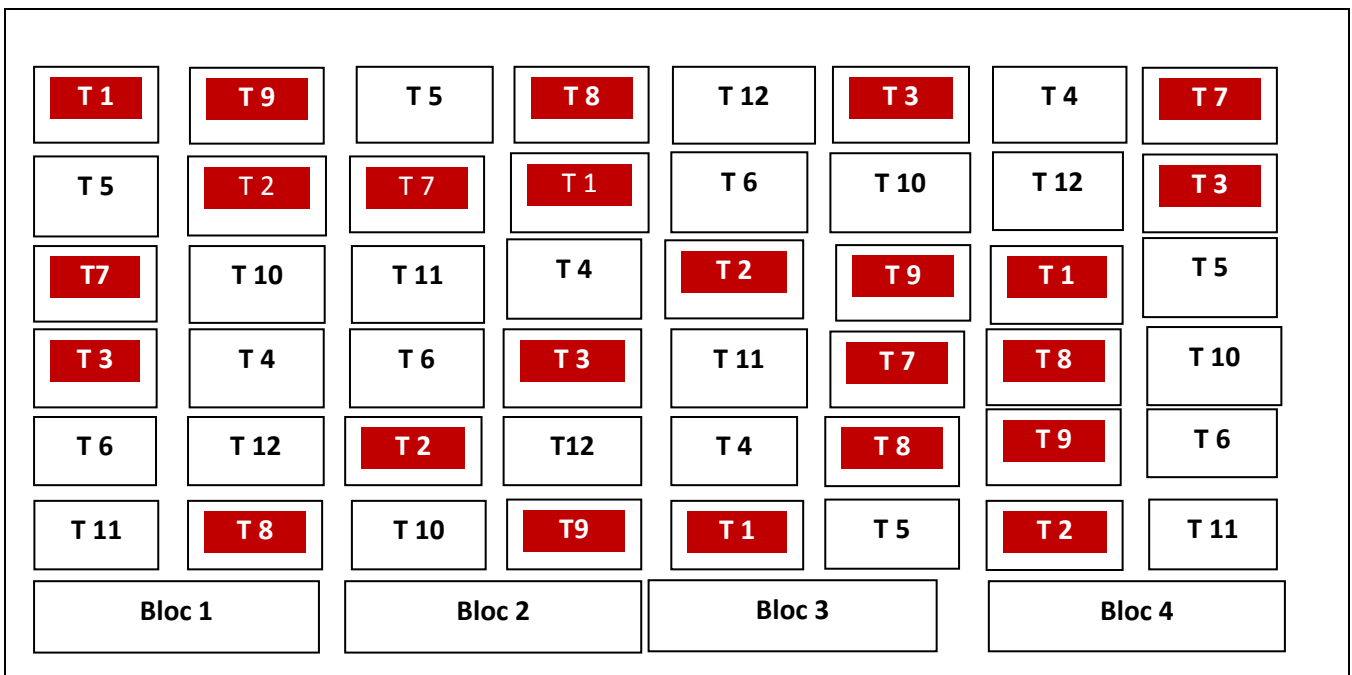


Figure 7: Dispositif expérimental d'une parcelle de l'essai 2

A chaque traitement, il y a 04 répétitions. Alors, la surface totale d'une parcelle de ce deuxième essai est de 384m², puisque une placette des traitements dans chaque Bloc vaut 8m² de surface avec 4m² de longueur et de 2m² de largeur. Les placettes colorées représentent les traitements avec inoculation et celles non colorées ne les sont pas.

Chapitre 2 : Prélèvement et préparation des échantillons

Toutes les opérations de prélèvements et de préparation des échantillons aussi bien des sols que des plantes (biomasse) ont été réalisées d'une même méthode dans les 21 parcelles paysannes (19 parcelles de l'essai 1 et 2 parcelles de l'essai 2) du Moyen Ouest de Madagascar. Mais la mise en place des dispositifs et des travaux sur terrain depuis la préparation du terrain jusqu'au prélèvement ont été réalisés dans d'autre cadre du stage. Ainsi, **Sitraka** (Stagiaire en DEA) et **Tsoushima** (Thésard) qui ont suivis tous les travaux sur terrain.

2.1. Prélèvement et préparation des sols

Le prélèvement des échantillons des sols a été réalisé en même temps avec les échantillons des plantes puisque ce sont des sols adhérents aux racines qui sont des sujets d'analyses. Les plantes sont prélevées avec leur système racinaire à l'aide d'une bêche ou « *angady* ». Pour éviter les effets de bordure, les plantes à prélever avec des sols rhizosphériques ont été choisies au hasard. Pour ce faire, le prélèvement de 05 pieds de haricot est localisé dans la 2^{ème} ligne et les 05 autres pieds, sur la 3^{ème} ligne (Figure 9). Donc, au total, 10 pieds de haricot ont été prélevés dans chaque parcelle élémentaire.

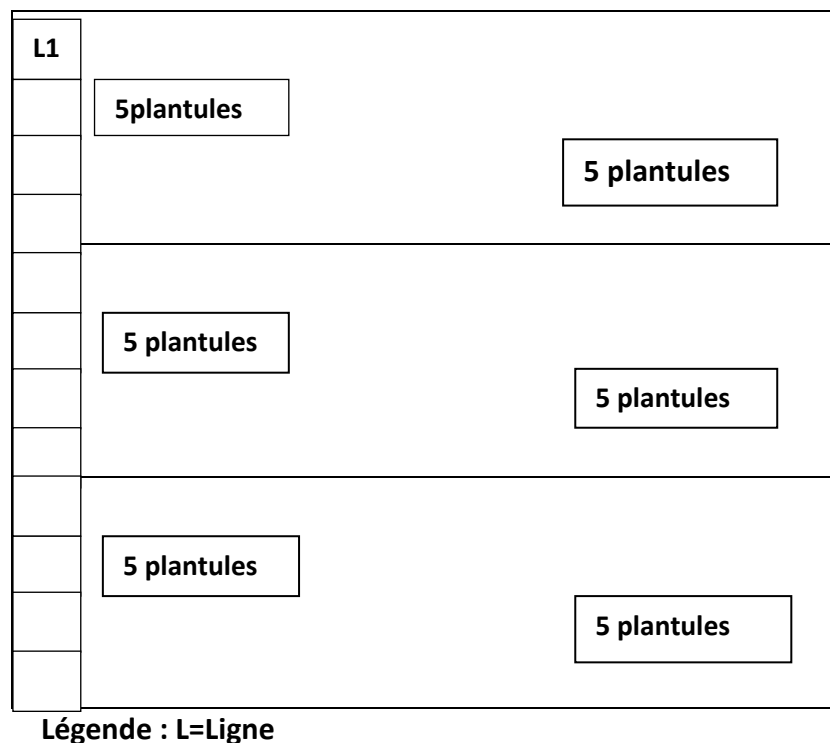


Figure 8: Plan de prélèvement (des sols et des plantes) au sein d'une parcelle élémentaire

Les prélèvements des échantillons des sols ont été faits au niveau de la rhizosphère (sols rhizosphériques). C'est le sol adhérent aux racines de haricot qui a été prélevé. Le sol est prélevé sur 10 pieds de haricot de chaque parcelle élémentaire, choisis au hasard.

Le sol rhizosphérique des 10 plantes est mis dans une cuvette et mélangé afin de former un échantillon composite. L'excès de sol, c'est-à-dire les agrégats non adhérent aux racines (sol non rhizosphérique) est délicatement éliminé et laissé sur le terrain. Lors du prélèvement de ces sols rhizosphériques, il faut faire attention à ce que les nodules fixés sur les racines ne se détachent pas.

Ensuite, ce composite est séparé en 4 sous-échantillons :

↳ Deux échantillons sont conservés à l'état frais. Ils sont mis dans une glacière contenant des bacs de glace. Il ne faut surtout pas les laisser se réchauffer et être exposé au soleil pour éviter la volatilisation de l'N minéral et pour mieux conserver la population microbienne présente dans le sol. Pour ce faire, les deux types d'échantillons sont mis en deux sachets petits formats. Au laboratoire, les échantillons ont été conservés dans réfrigérateur (environ 4°C).

⊛ 150 g de chaque échantillon sont destinés au Laboratoire des Radiosotopes (LRI) pour l'analyse de l'N minéral, P microbien et autres ;

⊛ 250 g de chaque échantillon sont destinés au Centre National de Recherche pour l'Environnement (CNRE) pour certaines analyses microbiennes.

↳ Deux échantillons sont séchés à l'air (séchage dans la serre), puis tamisés à 2 mm.

⊛ 300 g de chaque échantillon sont destinés au CNRE pour certaines analyses microbiologiques ;

⊛ 300 g de chaque échantillon sont pour LRI pour certaines analyses comme le P résine, le pH (pH_{eau} et pH_{KCl}) et d'autres analyses.

Dans le cadre de ce stage, je n'ai traité que les échantillons destinés au LRI. Les échantillons destinés au CNRE ont été traités dans le cadre d'autres activités de recherche.

2.2. Prélèvement et préparation des échantillons des plantes (racines et parties aériennes)

2.2.1. Prélèvement des plantes

C'est au stade de floraison de la culture du haricot qu'on effectue les prélèvements, car c'est le stade où la plante présente la forte activité physiologique (prélèvements des éléments nutritifs ; fixation symbiotique par le *rhizobium*...).

2.2.2. Préparation des échantillons des plantes (parties aériennes)

Chaque plante a été mise dans un sac séparé numéroté selon leur traitement. Les parties aériennes et les parties racinaires ont été séparées. Mais seules les parties aériennes sont des sujets de notre étude pour les analyses de N total et P total dans la biomasse. Une fois que les plantes ont été prélevées, elles ont été tout de suite séchées dans l'étuve à 60°C pour pouvoir faire les analyses de la biomasse.

CHAPITRE 3 : DIFFERENTES ETUDES AU LABORATOIRE ET METHODES UTILISEES

3.1. Méthodes utilisées pour l'analyse des sols

3.1.1. Humidité à 105°C

Deux types d'humidités d'analyse ont été mesurés : humidité du sol frais et l'humidité du sol sec (ou humidité d'analyse). La première est effectuée sur tous les échantillons pour les analyses effectuées sur sols humide. La seconde est déterminée pour quelques échantillons témoins afin de déterminer l'humidité d'un sol sec à l'air (échantillons utilisés pour l'analyse) avec un sol séché à 105°C (humidité de référence pour donner les résultats analytiques). Les sols secs ont été obtenus en pesant de l'ordre de 5g de sol, puis en le séchant à l'étuve à 105°C pendant 48h pour les sols frais et pendant 24h pour les sols secs, puis en les pesant après refroidissement d'environ 15min dans un dessiccateur.

L'humidité (en %), que ce soit du sol frais ou du sol sec, est obtenue par la formule 1 suivante :

$$\text{Teneur en eau (\%)} = 100 (T+S1 - T+S2) / (T+S2 - T)$$

Avec : **T**: masse de la boîte à tare ; **S1** : masse de sol frais ou sol sec à l'air (de l'ordre de 5g) ; **S2** : sol sec après séchage à 105°C durant 48h pour l'humidité du sol frais et 24h pour l'humidité du sol sec.

3.1.2. pH_{eau} et pH_{KCl}

La détermination du pH a été réalisée par une méthode potentiométrique à l'aide d'un pH-mètre à électrode en verre et un système à lecture directe. Le pH_{eau} a été obtenu après l'agitation à 175 rpm d'une suspension de 5g de sol et 12,5 ml d'eau distillée pendant 30 minutes. Pour le pH_{KCl} , 0,93g de KCl 1M a été ajouté à la suspension précédente et agité à 175 rpm durant 15minutes.

3.1.3. Détermination de N minéral (N-NH₄⁺ et N-NO₃⁻)

3.1.3.1. Extraction de N minéral par KCl

Le but de cette opération est d'extraire les ions NH₄⁺ et NO₃⁻ du sol par échange avec un large excès d'ions K⁺ et Cl⁻. Les ions NH₄⁺ et NO₃⁻ peuvent alors être dosés dans la solution d'extraction. La première opération est de préparer la solution de KCl 1M (74,55 g de KCl dissous dans 1 litre d'eau distillée). L'extraction est réalisée en pesant 5 ± 0.010 g de sol frais dans un flacon de 100 ml et en y ajoutant 50 ml de la solution du KCl 1M. L'extraction se réalise lors de l'agitation durant 1 heure sur agitateur va-et-vient. Après l'agitation, et avant de filtrer la solution, le passage à la centrifugation pendant 5 minutes (par l'intermédiaire de la centrifugeuse à 5000 rpm) est nécessaire afin d'avoir des extraits limpides. La filtration des extraits est réalisée sur un papier filtre sans cendre de 90 mm de diamètre. En attendant le dosage, les filtrats sont conservés au congélateur à -18°C. Il est à signaler que pour chaque série de 30 échantillons, deux blancs (50 ml de solution de KCl 1M) et deux références (5 ± 0.010 g de Lan Def 50 ml de la solution KCl 1M) ont été utilisés.

3.1.3.2. Principe du dosage de N minéral

Les méthodes utilisées pour le dosage colorimétrique des ions NH₄⁺ et NO₃⁻ sont basées sur les méthodes de Berhelot et de Griess, respectivement, à l'aide d'un autoanalyseur SKALAR. La détermination de l'ammonium et du nitrate utilise la réaction de Berthelot modifiée : l'ammonium chloré en monochloramine ; celles-ci réagit avec le salicylate pour former le 5-aminosalicylate. Après oxydation et couplage oxydant, il se forme un complexe coloré vert. Et, l'intensité de sa coloration est mesurée à 660 nm avec le colorimètre à flux continu (Skalar), est en relation avec la concentration initiale en ammonium.

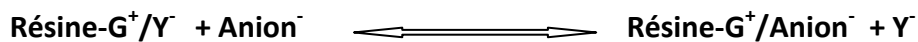
Avant le dosage, les extraits sont décongelés. Pour chaque série de dosage, aussi bien pour le dosage de NH₄⁺ que de NO₃⁻, une gamme d'étalonnage a été préparée. Les étalons pour la gamme d'étalonnage de NH₄⁺ et NO₃⁻ sont au nombre de 6 pour chacun. Pour NH₄⁺, les étalons ont été préparés à partir de la solution stock de NH₄⁺, aux concentrations de 0 ; 1 ; 2 ; 3 ; 4 ; 5 mg L⁻¹ de NH₄⁺. La droite de régression obtenue entre les densités optiques (D.O.) mesurées pour chaque point d'étalonnage et les concentrations des étalons permet d'établir une équation qui permettra de déterminer les concentrations d'ammonium des

échantillons à partir de leur D.O. Pour N-NO_3^- , la gamme d'étalonnage préparée est à partir de la solution stock de NO_3^- , aux concentrations de 0 ; 2 ; 4 ; 6 ; 8 ; 10 mg L^{-1} de NO_3^- . La droite d'étalonnage est obtenue dans des conditions similaires à celle de l'ammonium.

3.1.4. Détermination de P disponible (P résine) dans le sol

3.1.4.1. Extraction de P disponible

La détermination de P disponible a été réalisée selon la méthode de la résine échangeuse d'anions. Le principe de cette présente méthode est de transférer le P_i en solution vers la surface des résines. Cette réaction explique le mécanisme de ce type d'échange au niveau de la surface des résines :



Des membranes échangeuses d'anions de 12 cm^2 de surface ont été mises en contact, à l'aide de l'agitation va-et-vient pendant 16h, avec un mélange de $2 \pm 0.020 \text{ g}$ de sols tamisés à 2 mm et 30 ml d'eau distillé. Les membranes ont été enlevées de la suspension et rincées à l'eau distillée, puis mis dans 30 ml de HCl 0,5 M afin d'échanger le P_i adsorbé sur la membrane avec les ions Cl^- . Le P_i échangé a été dosé par méthode colorimétrique au vert de malachite. A chaque série d'extraction, trois blancs (30 ml d'eau distillée) et trois références (mélange de $2 \pm 0.020 \text{ g}$ de Lan Def et 30 ml d'eau distillée) ont été utilisés.

3.1.4.2. Principe du dosage colorimétrique du P disponible dans le sol

Le filtrat (1ml) de l'échantillon est mis dans une cuve plastique jetable semi-micro trajet optique 1 cm. Pour chaque série d'analyse une gamme colorimétrique de concentration 0 ; 0,02 ; 0,04 ; 0,05 ; 0,08 ; 0,10 ; 0,20 ; 0,30 ; 0,40 et 0,50 mg/L de P ont été préparée. Le réactif 1 avec une quantité de 0,2 ml a été versé dans le filtrat, et 10 min après, le second réactif a été à son tour y versés, afin de former et de réduire un complexe phosphomolybdate. Cette réaction s'accompagne de la formation d'un complexe coloré vert dans le cas de la méthode au vert de malachite, dont l'intensité est équivalente à la quantité de phosphomolybdate réduit, donc à la quantité de P_i présent dans la solution considérée.

La concentration en P_i (mg/kg) a été déterminée par la relation suivante :

$$\text{P}_{\text{mg/kg}} = (\text{ppm}_{\text{extrait}} - \text{ppm}_{\text{blanc}}) * \frac{1}{\text{dilution}} * \text{volume d'extrait}_{\text{ml}} / \text{masse de l'échantillon}_{\text{g de sol}}$$

3.2.1. Biomasse aérienne du haricot

La partie aérienne du haricot (feuille, tige) a été analysée. L'azote total et le phosphore total dans cette partie ont été analysés. Dans le cadre de ce stage, seules les plantes de l'essai n°2 ont pu être analysées. Pour se faire, les biomasses ont été bien séchées dans l'étuve à 60°C et ensuite broyées à 0,2 mm.

3.2.2. Détermination de N total dans la partie aérienne du haricot

3.2.2.1. Attaque

L'échantillon végétal sec broyé à 0,2 mm a été pesé de l'ordre de 0,05 g dans un tube pyrex à diamètre 15mm et 200 mm de haut. Et à chaque série d'échantillons, 06 tubes (S1, S2, S3, S4, S5, S6) dont chacun contient la solution de N 5000 ppm avec des quantités qui sont respectivement 0 ; 100 ; 200 ; 300 ; 400 ; 500 µl ont été préparés comme gamme d'étalonnage. Et puis, 1,5 ml de réactif sulfo-salicylique a été ajouté aussi bien dans l'échantillon végétal que dans ces 06 étalons, et en laissant une nuit pour l'attaque à froid. Puis, 0,05g de catalyseur et 1ml d'acide sulfurique (H₂SO₄) concentré ont été ensuite ajoutés dans chaque échantillon et dans chaque étalon et le tout a été homogénéisé au vortex. Les tubes (couverts par des mini-entonnoirs) ont été mis en place dans le bloc chauffant réglé à 200°C, ensuite la température a été montée progressivement jusqu'à 400°C. L'attaque a duré environ 5h. Les tubes contenant des échantillons ont été laissés se refroidir dans le bloc chauffant. Enfin, le résidu d'attaque a été transvasé dans une fiole jaugée de 50 ml, tout en rinçant à l'intérieur et à l'extérieur de mini-entonnoir et également les tubes. Et la fiole a été complétée jusqu'à 50 ml par l'eau déminéralisée et la solution a été bien homogénéisée par retournement. Enfin, 10 ml de chaque échantillon et de chaque étalon ont été conservés dans les tubes de même type et laissés se décanter pendant une nuit. En soulignant aussi qu'à chaque série d'échantillons, deux blancs (1,5 ml de réactif sulfo-salicylique + catalyseur + 50 ml d'eau déminéralisée) et deux références (Téol qui est une plante fourragère qui subit même attaque que des échantillons) ont été utilisés.

3.2.2.2. Dosage colorimétrique

Le dosage a été réalisé sur l'appareil « SKALAR ». Pour chaque série du dosage colorimétrique, 10 ml des étalons S1 et S4 ont été versés dans une fiole de 100 ml et le volume a été complété par la solution de H₂SO₄ 0,1%. Et, 5 ml des étalons S2, S3, S5 et S6 ont été versés dans une fiole de 50 ml et le volume a été complété par la solution de H₂SO₄ 0,1%.

Remarque : La solution de H₂SO₄ 0,1% a été obtenue en diluant 1ml de H₂SO₄ concentré dans 1 litre d'eau distillée.

3.2.3. Détermination du P total dans la biomasse du haricot

3.2.3.1. Attaque

Les échantillons végétaux broyés à 0,2 mm ont été séchés à 60°C pendant une nuit avant de les peser. La masse prise est de 0,5 ± 0,010 g et mise dans un creuset en porcelaine. Les échantillons ont été mis dans un four suivant la séquence de température suivante : à 150°C, 250°C, 300°C, 400°C (durant 30 min à chacun) et à 550°C (pendant 120 min), et ils ont été laissés une nuit pour se refroidir. Ensuite, les échantillons ont été humectés par 2 ou 3 ml d'eau distillée, et puis 1 ml d'HCl a été y ajouté. D'ailleurs, les échantillons ont été chauffés environ à 80°C jusqu'à l'apparition de vapeurs blanches d'HCl. Enfin, les extraits ainsi obtenus ont été filtrés sur une fiole de 50 ml et ajustés jusqu'au trait de jauge avec de l'eau tiède.

3.2.3.2. Principe de dosage de P total des végétaux (Méthode au bleu de Molybdène)

Les réactifs utilisés pour ce dosage de P total des plantes sont Molybdate d'ammonium (Réactif A) et acide ascorbique (Réactif B). Pour se faire, 1,056g d'acide ascorbique a été dissout dans 200 ml du réactif A. Cette opération a été réalisée juste avant l'utilisation, puisque, la solution obtenue ne se conserve que dans 24h. Pour chaque dosage, une série de concentration de P ou gamme de concentration de P (0,08 ; 0,10 ; 0,20 ; 0,40 ; 0,60 ; 0,80 ; 0,1 ; 0,20 ; 0,40 ; 0,60 ; 0,80 ; 1) a été préparée. Cette gamme a été préparée à partir d'une solution fille de 10 ppm de P. Aussi bien pour la gamme que pour les échantillons, 2,5 ml de

filtrat ont été versé dans le tube et 7,5 ml d'eau distillée ont été y ajoutés. Enfin, 2 ml de la solution préparée à partir de ces deux réactifs ci-dessus ont été également versés dans chaque tube contenant des filtrats et agitée au vortex. Enfin, le dosage a été réalisé au spectrophotomètre réglé à une longueur d'onde 882nm après le développement de la coloration bleu (10 mn minimum après l'ajout du réactif). Cuve en verre trajet optique 10 mm (Photo, Annexe) a été utilisée pour la lecture au spectrophotomètre.

L'expression de résultat ou P total dans les plantes est la suivante :

$$\text{P total (mg/kg)} = \frac{(\text{ppm filtrat} - \text{ppm blanc}) * \text{facteur de dilution} * \text{volume filtrat (ml)}}{\text{Masse prise (g)}}$$

3.3. Présentation d'analyses statistiques des résultats

Les variations du pH (pH_{eau} et pH_{KCl}), la teneur en N-NH_4^+ , la teneur en NO_3^- , et la teneur en P disponible ont été mesurés dans les sols ont été mesurés aussi bien pour la première que pour la seconde expérimentation sur des parcelles paysannes.

Les tests et les analyses statistiques ont été réalisés avec le logiciel XLSTAT 2008, en utilisant l'intervalle de confiance (95%) ou seuil du risque $\alpha=0,05$. Pour ce faire, avant de procéder à l'utilisation à ce type de test, de test de normalité (test Kolmogorov-Smirnov) et de test d'égalité de variances des valeurs de chaque paramètres étudiés ont été réalisés. Une fois que les variables ne suivent pas loi normale de probabilité (test Kolmogorov-Smirnov) et ne sont pas conformes à l'égalité de variances, on devrait changer à l'autre fonction qui pourrait répondre à ces deux conditions, et si c'est encore pareil, les variables ont été testées avec des tests non paramétriques (tests de Kruskal-Wallis). Par contre, si les variables répondent à ces deux tests (normalité et égalité de variances), les tests statistiques ont été réalisés avec ANOVA. Ensuite, afin de voir les différentes valeurs statistiques des paramètres, la représentation graphique de la statistique descriptive sous forme de boîte à moustache a été adoptée.

Chapitre 1 : Résultats

Les résultats présentés dans cette partie sont des résultats des analyses physico-chimiques du sol et la teneur en azote total et en phosphore total de la biomasse aérienne analysées au laboratoire et le nombre de nodules par la plante pour le second essai. Mais il en est de même pour le premier essai sauf le nombre de nodule par plante et la minéralomasse (N et P) n'ont pas pu être présentés à cause des attaques de mouches du haricot juste avant la phase de floraison. Cela pourra fausser des résultats sur ces paramètres. Les résultats d'analyses du sol de ces deux essais sont : les acidités du sol (pH_{eau} et pH_{KCl}), l'azote minéral du sol, le phosphore disponible (P-résine).

Tableau 3: valeurs moyennes des caractéristiques physico-chimiques du sol selon les deux facteurs étudiés (Doses de P et Variétés) pour le premier essai

Traitements	pH _{eau}	pH _{KCl}	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	P-résine (mg kg ⁻¹)
T1	4,97 ± 0,06 (a)	4,23 ± 0,03 (ab)	4,63 ± 0,76 (a)	10,57 ± 0,99 (c)	4,91 ± 1,22 (a)
T2	5,00 ± 0,07 (a)	4,38 ± 0,06 (ab)	7,79 ± 1,09 (ab)	7,33 ± 0,70 (abc)	126,67 ± 22,73 (b)
T3	5,22 ± 0,05 (b)	4,42 ± 0,04 (b)	7,66 ± 0,94 (ab)	8,53 ± 1,03 (bc)	294,45 ± 30,52 (c)
T4	5,06 ± 0,07 (a)	4,23 ± 0,02 (ab)	5,55 ± 0,99 (ab)	9,68 ± 1,04 (c)	27,24 ± 15,21 (a)
T5	5,04 ± 0,06 (a)	4,35 ± 0,05 (ab)	6,79 ± 1,31 (ab)	10,05 ± 1,12 (c)	108,29 ± 11,86 (b)
T6	5,25 ± 0,06 (b)	4,39 ± 0,06 (b)	9,46 ± 1,13 (b)	8,21 ± 0,89 (abc)	260,83 ± 26,56 (c)
T7	5,04 ± 0,05 (a)	4,19 ± 0,03 (a)	8,70 ± 1,90 (ab)	7,79 ± 0,71 (abc)	7,12 ± 2,77 (a)
T8	5,11 ± 0,07 (ab)	4,28 ± 0,04 (ab)	7,50 ± 1,29 (ab)	5,53 ± 0,48 (bc)	141,44 ± 29,26 (b)
T9	5,25 ± 0,08 (b)	4,41 ± 0,06 (b)	9,83 ± 1,21 (b)	4,49 ± 0,46 (a)	264,84 ± 31,20 (c)
Pr	0,007	0,000	0,014	<0,0001	<0,0001
P1	5,02 ± 0,04 (a)	4,22 ± 0,01 (a)	6,29 ± 0,78 (a)	9,35 ± 0,55 (b)	12,61 ± 4,97 (a)
P2	5,05 ± 0,04 (a)	4,34 ± 0,03 (b)	7,36 ± 0,70 (ab)	7,45 ± 0,50 (a)	124,89 ± 12,55 (b)
P3	5,24 ± 0,04 (b)	4,41 ± 0,03 (b)	8,98 ± 0,64 (b)	7,04 ± 0,53 (a)	274,37 ± 16,85 (c)
Pr	0,006	0,000	0,014	<0,0001	<0,0001
RIL 115	5,06 ± 0,04 (a)	4,34 ± 0,03 (a)	6,69 ± 0,57 (a)	8,81 ± 0,55 (b)	142,01 ± 20,17 (a)
RIL 147	5,12 ± 0,04 (a)	4,33 ± 0,03 (a)	7,23 ± 0,69 (a)	9,30 ± 0,59 (b)	137,95 ± 17,18 (a)
Soafianarana	5,12 ± 0,04 (a)	4,28 ± 0,03 (a)	8,68 ± 0,86 (a)	5,94 ± 0,37 (a)	129,59 ± 16,85 (a)
Pr	0,374	0,374	0,150	<0,0001	0,918

T1 à T9 : 09 traitements appliqués pour l'essai n°1 ; **P1** : 0 kg/ha de P2O5 ; **P2** : 50 kg/ha de P2O5 ; **P3** : 200 kg/ha de P2O5 ; **RIL 115, RIL 147 et Soafianarana** : variétés utilisées lors de l'essai n°1 ; **Pr**: p-value calculée ; les moyennes suivies par la même lettre à l'intérieur d'une même colonne ne sont pas significativement différentes d'après la méthode de comparaison multiple de Dunn couplée avec le test non paramétrique de Kruskal-Wallis à seuil de probabilité 5%.

Tableau 4: Moyennes de valeurs caractéristiques physico-chimiques du sol selon les parcelles paysannes étudiées du premier essai

Parcelles	pH _{eau}	pH _{KCl}	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	P-résine (mg kg ⁻¹)
Parcelle 1	5,27 ± 0,09 (abc)	4,48 ± 0,07 (de)	18,47 ± 2,26 (f)	2,56 ± 0,40 (a)	191,34 ± 72,33 (ab)
Parcelle 3	5,20 ± 0,10 (abc)	4,39 ± 0,06 (bcde)	7,28 ± 2,04 (abcde)	7,87 ± 0,89 (abc)	132,83 ± 43,94 (ab)
Parcelle 4	4,94 ± 0,07 (a)	4,32 ± 0,05 (abcde)	6,52 ± 1,24 (abcde)	9,22 ± 0,88 (bc)	163,72 ± 56,62 (ab)
Parcelle 5	5,15 ± 0,08 (abc)	4,39 ± 0,05 (bcde)	8,43 ± 3,29 (abcde)	6,69 ± 0,81 (abc)	127,80 ± 46,35 (ab)
Parcelle 6	5,00 ± 0,09 (ab)	4,47 ± 0,07 (de)	7,63 ± 1,43 (abcde)	6,72 ± 0,93 (abc)	214,95 ± 60,72 (b)
Parcelle 7	4,91 ± 0,06 (a)	4,07 ± 0,07 (a)	8,93 ± 1,13 (cde)	11,60 ± 1,74 (c)	113,42 ± 30,93 (ab)
Parcelle 8	5,28 ± 0,08 (abc)	4,54 ± 0,06 (e)	6,17 ± 0,88 (abcde)	6,97 ± 1,01 (abc)	111,22 ± 49,23 (ab)
Parcelle 9	5,01 ± 0,14 (abc)	4,27 ± 0,05 (abcde)	10,31 ± 1,27 (def)	7,67 ± 1,58 (abc)	252,61 ± 91,66 (ab)
Parcelle 10	5,08 ± 0,09 (abc)	4,29 ± 0,05 (abcde)	9,67 ± 1,37 (cde)	8,03 ± 1,07 (abc)	212,77 ± 65,93 (b)
Parcelle 11	4,91 ± 0,05 (a)	4,26 ± 0,04 (abcde)	10,45 ± 0,55 (ef)	10,24 ± 1,17 (c)	165,72 ± 47,16 (ab)
Parcelle 12	5,42 ± 0,09 (c)	4,49 ± 0,10 (e)	8,22 ± 1,38 (bcde)	8,69 ± 0,89 (abc)	117,91 ± 38,35 (ab)
Parcelle 13	4,95 ± 0,07 (ab)	4,36 ± 0,04 (abcde)	6,19 ± 0,81 (abcde)	12,44 ± 2,00 (c)	92,58 ± 30,69 (ab)
Parcelle 14	5,10 ± 0,08 (abc)	4,17 ± 0,02(abc)	6,75 ± 0,91 (abcde)	9,13 ± 1,30 (bc)	88,01 ± 31,61(ab)
Parcelle 15	5,35 ± 0,08 (bc)	4,46 ± 0,06 (cde)	11,16 ± 2,14 (ef)	3,96 ± 0,70 (ab)	58,94 ± 20,82 (a)
Parcelle 16	4,97 ± 0,06 (ab)	4,27 ± 0,06 (abcde)	3,04 ± 0,74 (a)	7,26 ± 1,47 (abc)	130,47 ± 41,95 (ab)
Parcelle 17	5,13 ± 0,06 (abc)	4,15 ± 0,04 (ab)	2,81 ± 0,51 (ab)	7,83 ± 1,42 (abc)	115,71 ± 37,62 (ab)
Parcelle 18	4,88 ± 0,07 (a)	4,21 ± 0,04 (abcd)	3,96 ± 0,52 (abc)	7,49 ± 1,04 (abc)	88,35 ± 29,09 (ab)
Parcelle 19	5,03 ± 0,06 (abc)	4,21 ± 0,02 (abcde)	4,78 ± 1,23 (abcd)	8,94 ± 1,44 (bc)	135,27 ± 41,38 (ab)
Parcelle 20	5,37 ± 0,11 (bc)	4,22 ± 0,06 (abcde)	2,54 ± 0,33 (a)	7,27 ± 0,45 (abc)	115,75 ± 58,21 (ab)
Pr	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	0,885

Pr : p-value calculée ; les moyennes suivies par la même lettre à l'intérieur d'une même colonne ne sont pas significativement différentes d'après la méthode de comparaison multiple de Dunn couplée avec le test non paramétrique de Krushkal-Wallis à seuil de probabilité 5%.

Tableau 5 : Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques du sol selon les 04 facteurs (Doses de P, Inoculation, Dolomie, parcelles) du second essai

Traitements	pH _{eau}	pH _{KCl}	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	P-résine (mg kg ⁻¹)
T1	6,09 ± 0,15 (d)	5,37 ± 0,14 (d)	4,84 ± 0,94 (a)	6,47 ± 0,93 (a)	3,99 ± 0,72 (a)
T2	5,76 ± 0,15 (cd)	5,16 ± 0,14 (d)	8,88 ± 1,43 (ab)	7,84 ± 0,69 (a)	158,62 ± 27,89 (bc)
T3	5,85 ± 0,14 (d)	5,08 ± 0,010 (cd)	9,43 ± 0,74 (ab)	6,20 ± 0,58 (a)	271,28 ± 53,91 (bc)
T4	5,10 ± 0,14 (a)	4,36 ± 0,16 (a)	5,16 ± 1,26 (a)	9,62 ± 1,48 (a)	4,73 ± 0,66 (a)
T5	5,22 ± 0,12 (a)	4,35 ± 0,05 (a)	8,42 ± 0,99 (ab)	8,14 ± 0,97 (a)	131,44 ± 20,95 (b)
T6	5,23 ± 0,10 (ab)	4,55 ± 0,11 (abc)	9,74 ± 0,69 (ab)	9,10 ± 1,58 (a)	278,51 ± 31,65 (c)
T7	5,25 ± 0,24 (abc)	4,35 ± 0,14 (a)	6,27 ± 1,12 (a)	10,93 ± 1,62 (a)	4,79 ± 1,04 (a)
T8	5,20 ± 0,14 (a)	4,48 ± 0,17 (ab)	11,34 ± 1,22 (b)	8,42 ± 1,18 (a)	192,19 ± 25,56 (bc)
T9	5,16 ± 0,09 (a)	4,44 ± 0,02 (abc)	11,74 ± 1,07 (b)	8,24 ± 1,29 (a)	244,49 ± 21,04 (bc)
T10	5,95 ± 0,25 (d)	5,27 ± 0,24 (d)	8,94 ± 1,20 (ab)	9,10 ± 1,89 (a)	6,19 ± 1,97 (a)
T11	5,92 ± 0,11 (d)	5,37 ± 0,23 (d)	9,70 ± 0,83 (ab)	7,87 ± 1,26 (a)	126,32 ± 21,07 (b)
T12	5,71 ± 0,08 (bcd)	4,99 ± 0,09 (bcd)	9,79 ± 1,06 (ab)	7,38 ± 1,32 (a)	251,14 ± 28,66 (bc)
Pr	<0,0001	<0,0001	<0,0001	0,434	<0,0001
P1	5,60 ± 0,12 (a)	4,84 ± 0,12 (a)	6,35 ± 0,62 (a)	9,11 ± 0,79 (a)	4,89 ± 0,57 (a)
P2	5,51 ± 0,08 (a)	4,82 ± 0,11 (a)	9,59 ± 0,58 (b)	8,07 ± 0,50 (a)	150,85 ± 12,30 (b)
P3	5,49 ± 0,07 (a)	4,77 ± 0,07 (a)	10,17 ± 0,46 (b)	7,76 ± 0,63 (a)	261,36 ± 17,27 (c)
Pr	0,699	0,958	<0,0001	0,308	<0,0001
+Rh	5,58 ± 0,08 (a)	4,84 ± 0,08 (a)	8,83 ± 0,56 (a)	8,05 ± 0,49 (a)	147,95 ± 19,40 (a)
-Rh	5,49 ± 0,07 (a)	4,77 ± 0,09 (a)	8,62 ± 0,46 (a)	8,59 ± 0,57 (a)	135,75 ± 17,69 (a)
Pr	0,410	0,444	0,776	0,479	0,753
+Do	5,88 ± 0,06 (b)	5,20 ± 0,06 (b)	8,68 ± 0,48 (a)	7,50 ± 0,49 (a)	139,02 ± 19,13 (a)
-Do	5,19 ± 0,05 (a)	4,42 ± 0,05 (a)	8,78 ± 0,55 (a)	9,08 ± 0,55 (b)	144,61 ± 17,95 (a)
Pr	<0,0001	<0,0001	0,889	0,035	0,634
Parcelle 21	5,38 ± 0,07 (a)	4,66 ± 0,07 (a)	7,77 ± 0,61 (a)	10,33 ± 0,59 (b)	153,87 ± 19,07 (a)
Parcelle 22	5,68 ± 0,07 (b)	4,95 ± 0,08 (b)	9,67 ± 0,35 (b)	6,43 ± 0,26 (a)	129,96 ± 17,91 (a)
Pr	0,005	0,009	0,008	<0,0001	0,836

T1 à T12 : 12 traitements appliqués pour l'essai n°2 ; **P1** : 0 kg/ha de P2O5 ; **P2** : 50 kg/ha de P2O5 ; **P3** : 200 kg/ha de P2O5 ; **+Rh** : traitement avec inoculation du *rhizobium* ; **-Rh** : traitement sans inoculation ; **+Do** : traitement avec dolomie ; **-Do** : traitement sans dolomie ; **Pr** : p-valeur calculée ; les moyennes suivies par la même lettre à l'intérieur d'une même colonne ne sont pas significativement différentes d'après la méthode de comparaison multiple de Dunn couplée avec le test non paramétrique de Kruskal-Wallis à seuil de probabilité 5%.

Tableau n°6 : Valeurs moyennes de poids de biomasse sèche, N total et P total dans la biomasse et le nombre de nodules du haricot d'essai 2 selon les facteurs étudiés (Doses de P, Inoculation, Dolomie, parcelles)

Traitements	N total (g kg ⁻¹)	P total (g kg ⁻¹)	Biomasse sèche/plant	Nombre de nodule/Plant
T1	24,13 ± 1,43 (b)	2,50 ± 0,46 (ab)	3,95 ± 1,04(a)	6 ± 1,74 (abc)
T2	22,47 ± 0,09 (ab)	1,99 ± 0,193 (ab)	2,80 ± 0,445 (a)	32 ± 10,74 (de)
T3	22,05 ± 0,58 (ab)	2,10 ± 0,017 (ab)	4,95 ± 0,901 (a)	43 ± 11,92 (e)
T4	23,09 ± 0,85 (ab)	2,06 ± 0,041 (ab)	3,47 ± 0,776 (a)	1 ± 0,35 (a)
T5	21,76 ± 0,09 (ab)	2,02 ± 0,079 (ab)	3,36 ± 0,698 (a)	6 ± 2,21 (ab)
T6	21,60 ± 0,60 (ab)	2,38 ± 0,162 (ab)	3,14 ± 0,697 (a)	13 ± 6,27 (abcd)
T7	25,09 ± 1,60 (b)	2,05 ± 0,019 (a)	3,46 ± 0,453 (a)	6 ± 0,92 (abcd)
T8	22,32 ± 2,11 (ab)	1,90 ± 0,238 (ab)	3,46 ± 1,087 (a)	31 ± 9,16 (cde)
T9	22,65 ± 0,8 (ab)	2,66 ± 0,087 (b)	3,66 ± 0,392 (a)	35 ± 10,78 (de)
T10	23,23 ± 3,49 (ab)	1,99 ± 0,096 (a)	3,31 ± 0,555 (a)	2 ± 0,62 (a)
T11	18,87 ± 1,56 (a)	1,95 ± 0,317 (ab)	3,13 ± 0,343 (a)	7 ± 2,88 (ab)
T12	19,22 ± 1,72 (a)	2,22 ± 0,118 (ab)	3,34 ± 0,521 (a)	24 ± 10,04 (bcd)
Pr	0,318	0,492	0,913	<0,0001
P1	23,88 ± 0,85 (b)	2,15 ± 0,12 (a)	3,55 ± 0,35 (a)	4 ± 0,66 (a)
P2	21,35 ± 0,74 (a)	1,96 ± 0,09 (a)	3,19 ± 0,34 (a)	19 ± 4,13 (b)
P3	21,38 ± 0,63 (a)	2,34 ± 0,09 (b)	3,77 ± 0,34 (a)	29 ± 5,17 (b)
Pr	0,049	0,039	0,490	0,000
+Rh	23,12 ± 0,51 (b)	2,20 ± 0,11 (a)	3,71 ± 0,315 (a)	26 ± 3,98 (b)
-Rh	21,29 ± 0,74 (a)	2,10 ± 0,07 (a)	3,29 ± 0,238 (a)	9 ± 2,25 (a)
Pr	0,033	0,707	0,516	<0,0001
+Do	21,66 ± 0,81 (a)	2,12 ± 0,09 (a)	3,58 ± 0,283 (a)	19 ± 3,78(a)
-Do	22,75 ± 0,51 (a)	2,18 ± 0,09 (a)	3,42 ± 0,279 (a)	15 ± 3,11(a)
Pr	0,326	0,707	0,591	0,760
Parcelle 21	22,54 ± 0,89 (a)	2,06 ± 0,08 (a)	3,82 ± 0,291 (a)	29 ± 4,15 (b)
Parcelle 22	21,87 ± 0,38 (a)	2,24 ± 0,10 (a)	3,18 ± 0,262 (a)	5 ± 0,92 (a)
Pr	0,326	0,34	0,121	<0,0001

T1 à T12 : 12 traitements appliqués pour l'essai n°2 ; **P1** : 0 kg/ha de P₂O₅; **P2** : 50 kg/ha de P₂O₅ ; **P3** : 200 kg/ha de P₂O₅; **+Rh** : traitement avec inoculation du *rhizobium* ; **-Rh** : traitement sans inoculation ; **+Do** : traitement avec dolomie ; **-Do** : traitement sans dolomie ; **Pr** : p-value calculée ; les moyennes suivies par la même lettre à l'intérieur d'une même colonne ne sont pas significativement différentes d'après la méthode de comparaison multiple de Dunn couplée avec le test non paramétrique de Kruskal-Wallis à seuil de probabilité 5%.

Chapitre 2 : Interprétations

2.1. Interprétations des résultats de l'essai 1

2.1.1. Acidité des sols

pH_{eau}

- **Par rapport aux traitements**

Pour le premier essai, le tableau n° montre les variations du pH_{eau} entre les traitements. Les traitements où il y a la présence d'une lettre n'ont pas eu des différences significatives, et les traitements marqués par des lettres différentes présentent d'effets significativement différents (**Tableau 3**).

- **Par rapport aux niveaux de doses de P₂O₅ apportées**

L'apport de P₂O₅ avec une dose de 200kg/ha (P3) a eu d'effets significatifs sur le pH_{eau} du sol par rapport aux autres doses (0 kg/ha de P (P1) et 50kg/ha de P (P2), par contre aucune différence significative n'a été constatée entre la dose P1 et P2 (**Figure 9**).

- **Par rapport aux variétés utilisées**

Les variétés quant à elles, n'ont pas eu d'effets significatifs sur le pH-eau du sol dont les moyennes sont 5,06 pour RIL 115 ; 5,12 pour RIL 147 et 5,12 pour Soafianarana (**Figure 10**).

- **Par rapport aux parcelles**

Des effets ne sont pas significativement différents pour la plupart des parcelles, mais une influence significative a été constatée pour quelques parcelles (**Tableau 3**). Parmi ces parcelles. La parcelle 18 ayant un pH_{eau} le plus acide (moyenne 4,88) et la parcelle 12 ayant le pH le plus élevé (moyenne 12) (**Tableau 3**).

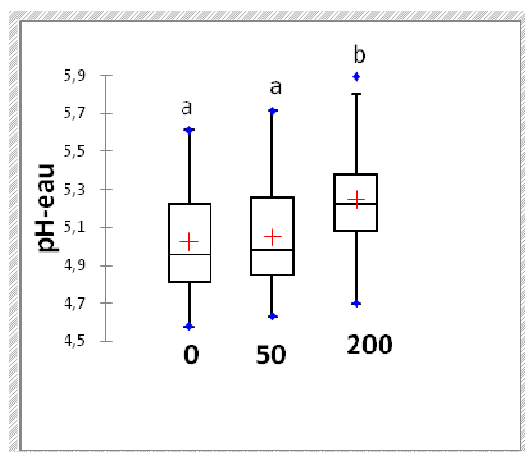


Figure 9 : variation du pH_{eau} suivant les doses de P_2O_5

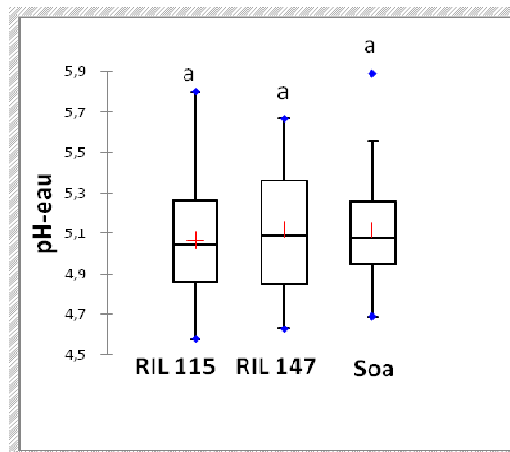


Figure 10 : Effet des variétés sur le pH_{eau}

pH_{KCl}

- Par rapport aux traitements

Parmi ces traitements (T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7, T8, T9), le traitement T7 possède une moyenne (4,19) la plus faible (pH plus acide) et le traitement T3 correspondait à la moyenne (4,42) la plus élevée (**Tableau 3**). Une influence de quelques traitements (T3 et T7 ; T6 et T7 ; et entre T9 et T7) a été constatée avec une valeur significativement différente (**Tableau 3**).

- Par rapport aux niveaux de doses de P_2O_5 apportées

Des effets significatifs sur pH_{KCL} ont été détectés entre la dose P1 (moyenne 4,22) avec la dose P2 (4,34) et entre P1 (moyenne 4,22) et P3 (moyenne 4,41). Par contre aucune différence significative n'a été observée entre ces deux dernières doses (P2 et P3) (**Figure 11**).

- Par rapport aux variétés utilisées

Aucune influence sur pH_{KCL} n'a été observée entre les trois variétés utilisées dont la variété RIL 115 (moyenne 4,34), la variété RIL 147 (moyenne 4,33) et la variété « Soafianarana » (moyenne 4,28) (**Figure 12**).

- Par rapport aux parcelles

Des différences significatives sur pH_{KCl} ont été décelés entre les parcelles. La parcelle 7 a un pH_{KCl} le plus acide, et la parcelle 8 a le pH_{KCl} le plus élevé (**Tableau 4**).

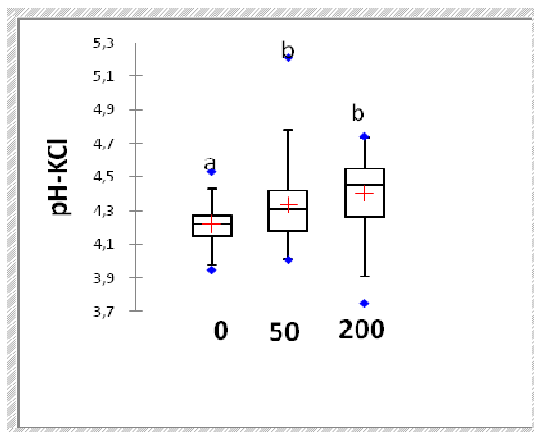


Figure 11 : Effet de doses de P_2O_5 sur pH_{KCl}

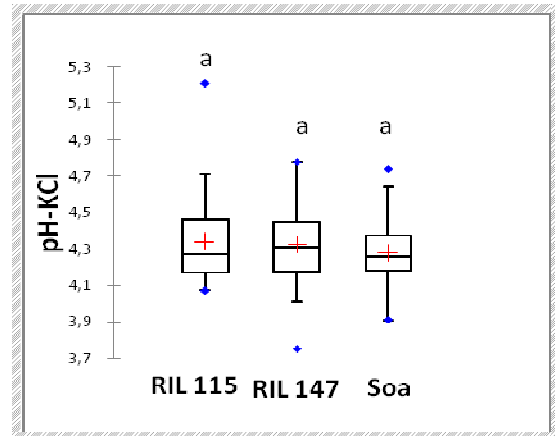


Figure 12 Effet de variétés utilisées sur pH_{KCl}

2.1.2. Azote disponible

$N-NH_4^+$

- Par rapport aux traitements

Dans l'ensemble, les traitements ne présentent aucune différence significative, mais, la différence significative a été observée entre le traitement T1 (moyenne 4,63 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et T6 (moyenne 9,46 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}), et entre T1 (moyenne 4,63 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et T9 (moyenne 9,83 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) (**Tableau 3**).

- Par rapport aux niveaux de dose de P_2O_5 apportées

En ce qui concerne les différentes dose de P, des effets significatifs ont été constatés sur la disponibilité de $N-NH_4^+$ dans le sol entre la dose P1 (moyenne 6,29 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et P3 (moyenne 8,98 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}); par contre, il n'y a eu aucun effet significativement différent entre la dose P2 (moyenne 7,36 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et P3 (moyenne 8,98 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et entre la dose P1 (moyenne 6,29 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et la dose P2 (moyenne 7,36 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) (**Figure 13**).

- Par rapport aux variétés utilisées

Concernant les variétés utilisées, aucune différence significative n'a été détectée sur la quantité de $N-NH_4^+$ dans le sol dont la valeur moyenne pour RIL 115 est de 6,69 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1} ; 7,23 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1} pour RIL 147 et 8,68 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1} pour Soafianarana (Figure 14).

- Par rapport aux parcelles

Pour les parcelles, des effets significatifs ont été observés sur la teneur en $N-NH_4^+$ dans le sol (Tableau 4). La parcelle 16 a eu la teneur la plus faible en $N-NH_4^+$ (3,04 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et la teneur la plus élevée (18,47 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) correspondait à la parcelle 1 (Tableau 3).

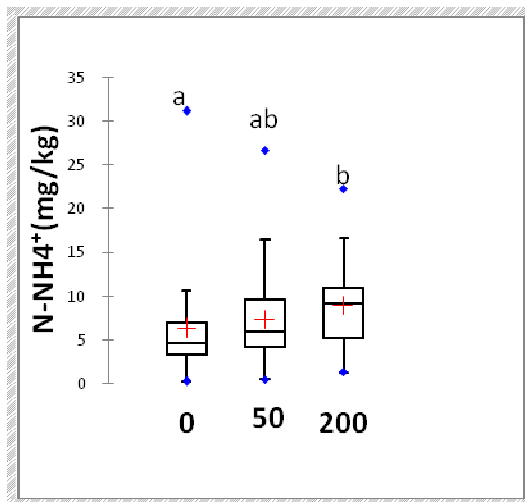


Figure n°13 : Effet des doses de P_2O_5 sur la teneur en $N-NH_4^+$ du sol

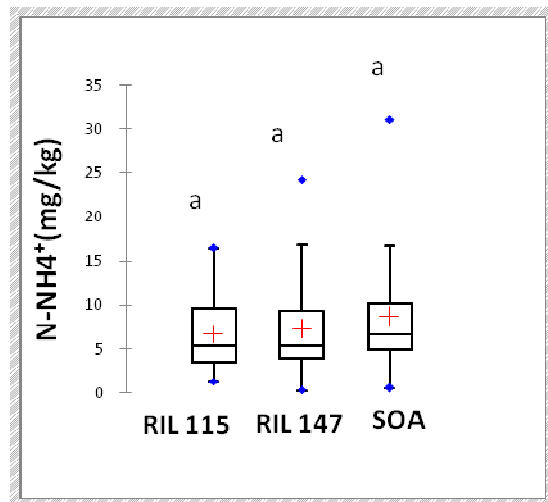


Figure n°14 : Effet de variétés utilisées sur la teneur en NH_4^+ du sol

- $N-NO_3^-$

- Par rapport aux traitements

Parmi ces 09 traitements de cette expérimentation, le traitement T1 a obtenu la teneur en $N-NO_3^-$ la plus élevée (moyenne 10,57 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}) et le traitement T9 a eu la teneur la plus faible (moyenne 4,49 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}) (Tableau 3).

- Par rapport aux niveaux de doses de P_2O_5 apportées

Pour les doses apportées, P1 (moyenne 9,35 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}) a d'effets significativement différents par rapport aux P2 (moyenne 7,45 mg de $N-NO_3^-$ kg^{-1}) et P3 (moyenne 7,04 mg de

$\text{N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$). Par contre aucune différence significative n'a été constatée entre les doses P2 et P3 (Figure 15).

- **Par rapport aux variétés utilisées**

. En ce qui concerne les différentes variétés utilisées, aucune différence significative a été observée entre variété RIL 115 (moyenne $8,81 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) et RIL 147 (moyenne $9,30 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) ; cependant des effets significativement différents sur la disponibilité de N-NO_3^- ont été repérés entre la variété RIL 115 (moyenne $8,81 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) et Soafianarana (moyenne $5,94 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$), aussi entre RIL 147 (moyenne $9,30 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) et Soafianarana (moyenne $5,94 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) (Figure 16).

- **Par rapport aux parcelles**

Des effets significativement différents ont été observés entre les parcelles. Parmi les 19 parcelles, la parcelle 1 a obtenu la teneur la plus élevée de N-NO_3^- ($2,56 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) et la parcelle 13 a eu la teneur en N-NO_3^- ($12,44 \text{ mg de N-NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$) la plus élevée (tableau 4).

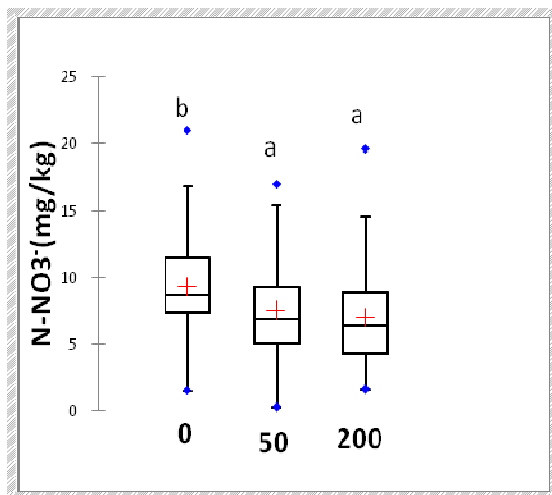


Figure n°15 : Effet de doses de P_2O_5 sur la quantité de N-NO_3^- disponible dans le sol

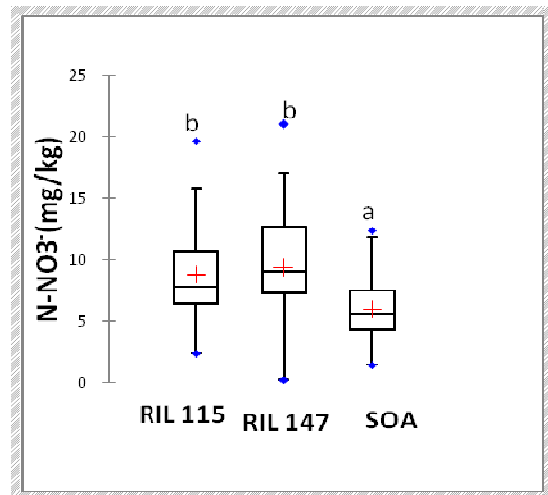


Figure n°16 : Effet de variétés utilisées sur la quantité de N-NO_3^- disponible dans le sol

2.1.3. Phosphore disponible (P-résine)

- Par rapport aux traitements

Les traitements ont eu une influence sur la disponibilité de phosphore (P-résine) dans le sol. Le traitement T3 présente la valeur moyenne la plus élevée (294,45 mg P. kg⁻¹), par contre, le traitement T1 a eu la valeur la plus faible (moyenne 4,91 mg P kg⁻¹) (**Tableau 3**).

- Par rapport aux niveaux de doses de P₂O₅ apportées

Les doses croissantes de P₂O₅ apportées ont eu d'effets significativement différents entre elles. La première dose P1, la seconde dose P2 et la troisième dose P3 avec leur valeurs moyennes respectives 12,61 mg P. kg⁻¹; 124,89 mg P. kg⁻¹; 274,37 mg P. kg⁻¹ (**Figure 17**).

- Par rapport aux variétés utilisées

Les trois variétés n'ont pas eu d'effets significativement différents sur la teneur en P-résine du sol (142 mg de mg P. kg⁻¹ pour RIL 115 ; 137,95 mg de mg P. kg⁻¹ et 129,59 mg de mg P. kg⁻¹) (**Figure 18**).

- Par rapport aux parcelles

En ce qui concerne les parcelles, il n'y a eu des différences significatives sur la disponibilité en phosphore entre quelques parcelles (**Tableau 4**), la teneur en P disponible la plus faible correspondait à la parcelle 15 (moyenne 58,94 mg P. kg⁻¹) et la parcelle 6 a eu la teneur en P disponible la plus élevée (moyenne 214,95 mg P. kg⁻¹) (**Tableau n°4**).

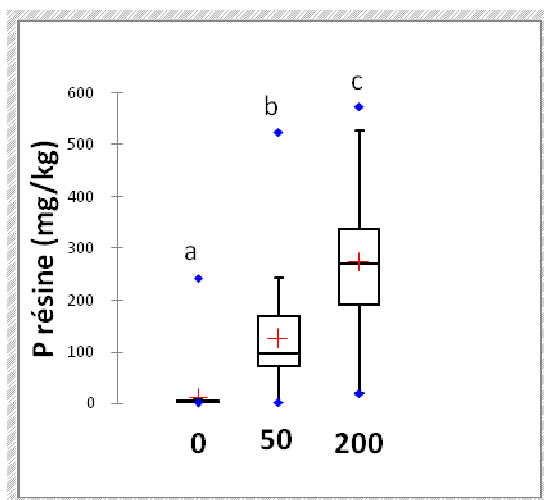


Figure 17 : Effet de doses de P₂O₅ sur P disponible dans le sol

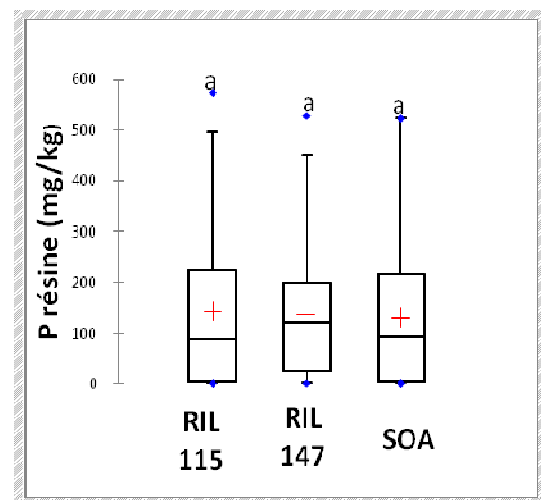


Figure 18 : Effet des variétés sur P disponible dans le sol

2.2. Interprétations des résultats de l'essai 2

2.2.1. Résultats d'analyses du sol et de la nodulation du haricot

2.2.1.1. Acidité des sols

pH_{eau}

- **Par rapport aux traitements**

Dans l'ensemble, les traitements présentent d'effets significativement différents pour le pH_{eau} du sol. Le traitement T4 a obtenu le pH_{eau} le plus faible avec la moyenne 5,10 et le traitement T1 correspondait à la valeur du pH-eau la plus élevée (moyenne 6,09) (**Tableau 5**).

- **Par rapport aux niveaux de doses de P2O5 apportées**

L'apport des doses croissantes de TSP (P1 : moyenne 5,60 ; P2 : moyenne 5,51 et P3 : moyenne 5,49) n'ont pas eu les différences significatives sur le pH-eau du sol (**Figure 19**).

- **Par rapport à l'inoculation ou non**

La figure n°20 montre qu'il n'y a aucune significative entre les traitements avec inoculation avec la moyenne du pH_{eau} 5,58 et pas de l'inoculation avec la moyenne 5,49.

- **Par rapport à la dolomie**

L'apport de dolomie (moyenne 5,88) par rapport aux traitements sans apport de dolomie (moyenne 5,19) a eu d'effets significativement différents sur le pH_{eau} (**Figure 21**).

- **Par rapport aux parcelles**

Les parcelles (parcelle 21 : moyenne pH_{eau} 5,38 et parcelle 22 : moyenne pH_{eau} 5,68) de ce deuxième essai ont eu d'effets significativement différents (**Figure 22**).

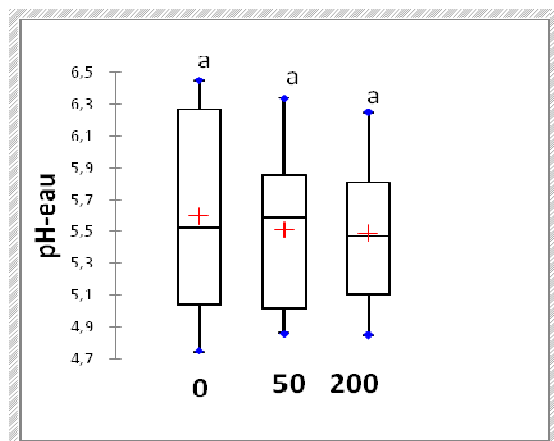


Figure 19 : Effet des doses de P_2O_5 sur pH_{eau}

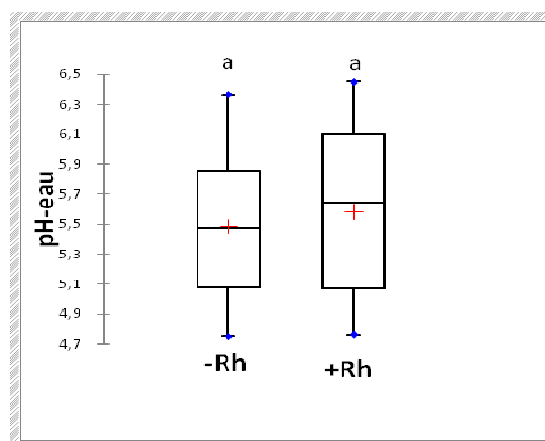


Figure 20 : Effet de l'inoculation sur pH_{eau}

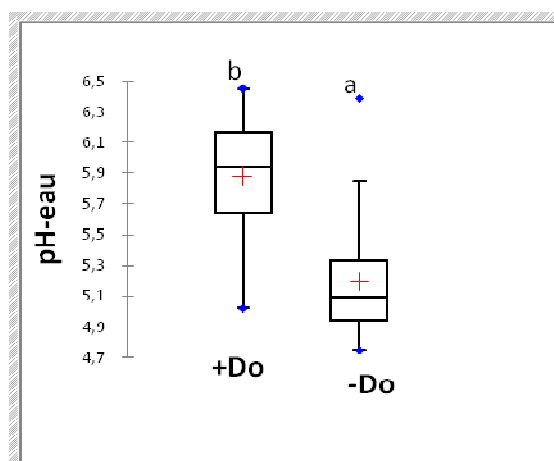


Figure 21 : Effet de dolomie sur pH_{eau}

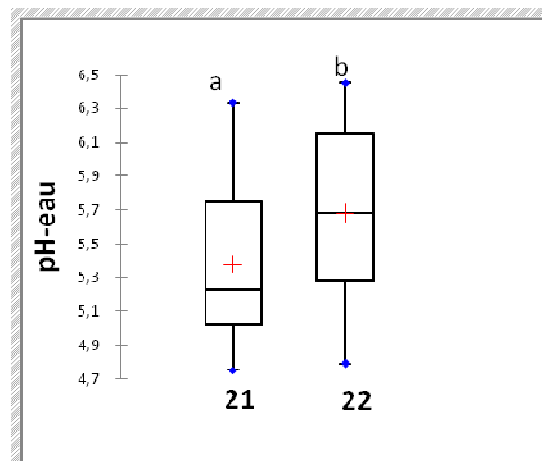


Figure 22: Effet de parcelles sur pH_{eau}

pH_{KCl}

- Par rapport aux traitements

Dans l'ensemble, les traitements influencent significativement sur le pH_{KCl} . Les traitements T5 et T7 correspondaient à la valeur moyenne la plus faible (4,35) et les traitements T1 et T11 ont obtenus la valeur la plus forte (moyenne 5,37) (**Tableau 5**).

- Par rapport aux niveaux de doses de P_2O_5 apportées

Pour les doses de phosphore apportées (P1 : moyenne 4,84 ; P2 : moyenne 4,82 ; P3 : moyenne 4,77), elles ne présentent aucun effet significativement différent sur pH_{KCl} (**Figure 23**).

- Par rapport à l'inoculation ou non

La figure n°24 montre que les traitements avec inoculation (moyenne 4,84) et non inoculés (moyenne 4,77) ne présentent aucune différence significative sur pH_{KCl} .

- Par rapport à la dolomie

La figure n° 25 montre que les traitements avec dolomie ont eu d'effets significativement différents (moyenne 5,20) avec des traitements sans dolomies (moyenne 4,42).

- Par rapport aux parcelles

En ce qui concerne les parcelles, la première parcelle possède une moyenne de pH_{KCl} 4,66 et la seconde ayant la moyenne 4,95 (Tableau 5), donc une différence significative sur le pH_{KCl} a été observée entre ces deux parcelles (Figure 26).

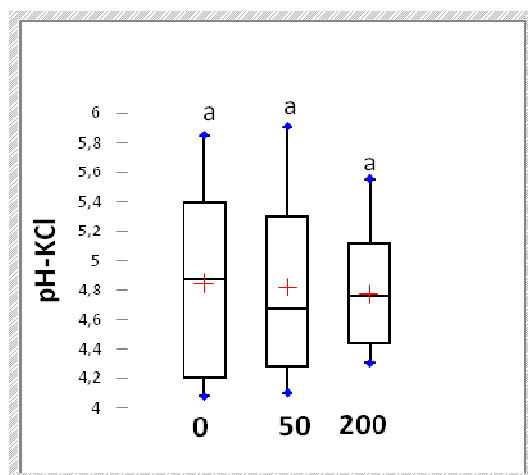


Figure n°23 : Effet des doses de P_2O_5 sur pH_{KCl} du sol

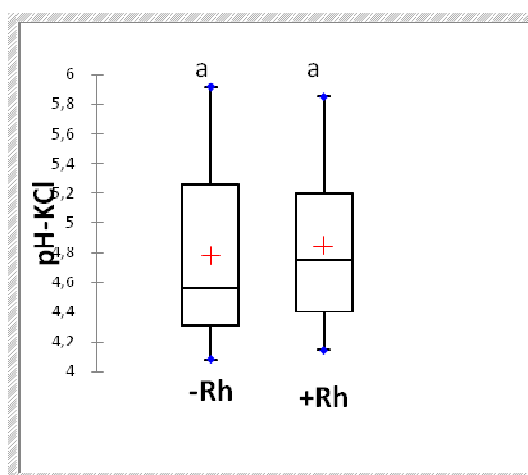


Figure n°24 : Effet de l'inoculation sur pH_{KCl} du sol

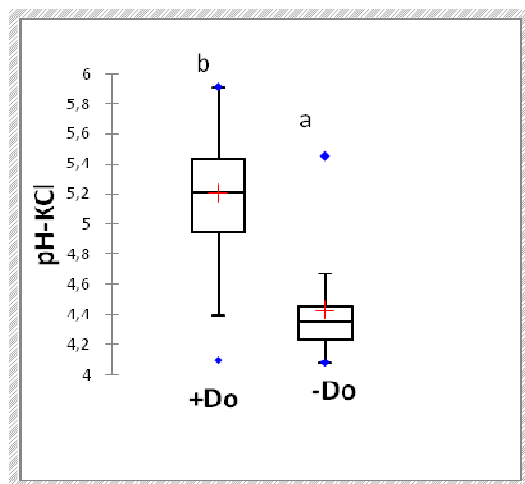


Figure n°25 : Effet de dolomie sur pH_{KCl}

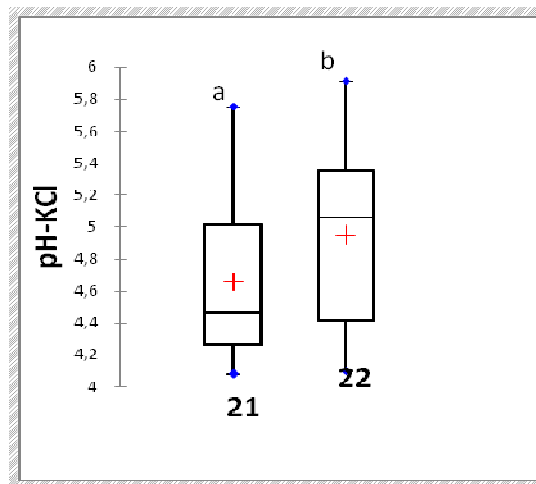


Figure n°26 : Effet de parcelles sur pH_{KCl}

2.2.1.2. Azote disponible dans les sols

N-NH_4^+

- Par rapport aux traitements

En général, aucune différence significative n'a été observée sauf entre quelques traitements (entre T1 et T8 ; entre T1 et T9 ; entre T4 et T8 ; entre T4 et T9) (**Tableau 5**).

- Par rapport aux niveaux de doses de P_2O_5 apportées

Pour les doses apportées, entre la dose P2 (9,59 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$) et P3 (10,17 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$), il n'y a pas eu d'effets significatifs sur la disponibilité de N-NH_4^+ , mais des différences significatives ont été observées entre la dose P1 (moyenne 6,35 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$) et P2 (9,59 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$); et aussi entre P1 (moyenne 6,35 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$) de P et P3 (10,17 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$) (**Figure 27**).

- Par rapport à l'inoculation

Concernant l'effet de l'inoculation, aucune différence significative sur la disponibilité de N-NH_4^+ n'a été constatée dont les moyennes des traitements en présence et en absence de l'inoculation sont respectivement (8,62 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$ et 8,83 mg de $\text{N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$) (**Figure 28**).

- Par rapport à la dolomie

La figure n°29 montre qu'il n'y a pas eu une différence significative entre les traitements avec dolomie (moyenne 8,66 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et traitements sans dolomie (moyenne 8,78 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}).

- Par rapport aux parcelles

La parcelle 22 présente une teneur (moyenne 9,67 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) plus élevée par rapport à la première parcelle (moyenne 7,77 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}), ainsi une différence significative a été détecté (Figure 30).

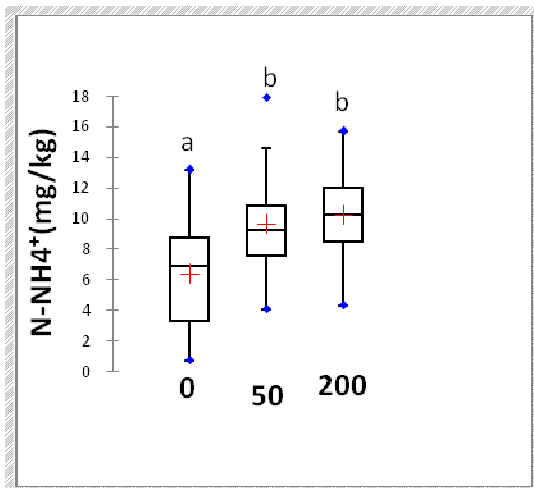


Figure n°27 : Effet de doses de P_2O_5 sur la teneur en $N-NH_4^+$ dans le sol

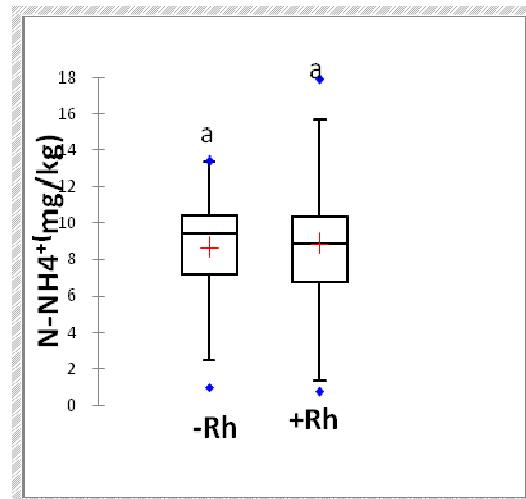


Figure n°28 : Effet de l'inoculation sur la teneur en $N-NH_4^+$ dans le sol

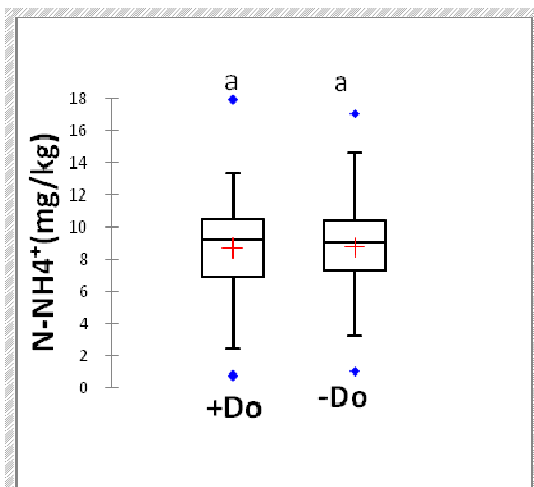


Figure n°29 : Effet de dolomie sur la teneur en $N-NH_4^+$ dans le sol

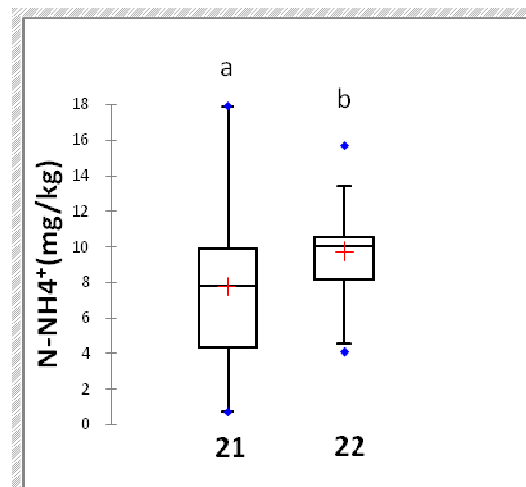


Figure n°30 : Effet de parcelles sur la teneur en $N-NH_4^+$ dans le sol

 **N-NO₃⁻**

- **Par rapport aux traitements**

Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements sur la disponibilité de N-NO₃⁻ (**Tableau 5**).

- **Par rapport aux niveaux de doses de P₂O₅ apportées**

De même pour les différentes doses du phosphore apportées (P1, P2, P3), il n'y a pas eu aucun effet significativement différent dont leurs moyennes sont respectivement 9,11 mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹; 8,07 mg N-NO₃⁻ kg⁻¹; 7,76 mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹ (**Figure 31**).

- **Par rapport à l'inoculation**

Pour l'inoculation, aucune différence significative n'a été constatée entre les traitements avec inoculation (moyenne 8,05 mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹) et sans inoculation (moyenne 8,59 de N-NO₃⁻ kg⁻¹) sur la disponibilité de nitrate dans le sol (**Figure 32**).

- **Par rapport à la dolomie**

En ce qui concerne l'effet de dolomie, une différence significative a été évaluée. Les traitements sans dolomie ont eu la teneur en N-NO₃⁻ (9,08 mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹) la plus élevée que des traitements avec dolomie (7,50 mg de N-NO₃⁻ kg⁻¹) (**Figure 33**).

- **Par rapport aux parcelles**

Des significatifs ont été observés entre les parcelles sur la disponibilité de N-NO₃⁻ (**Figure 34**).

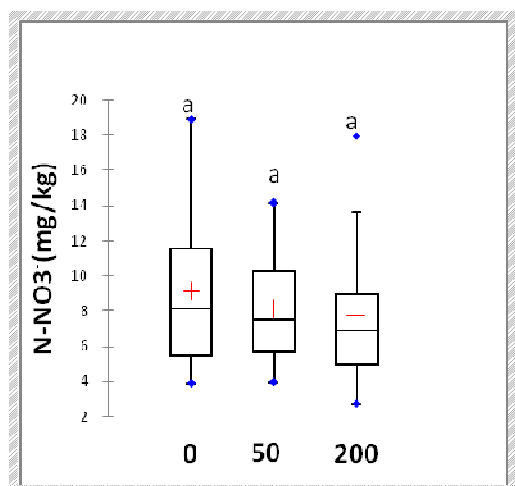


Figure n°31 : Effet de doses de P2O5 sur la teneur en N-NO_3^- du sol

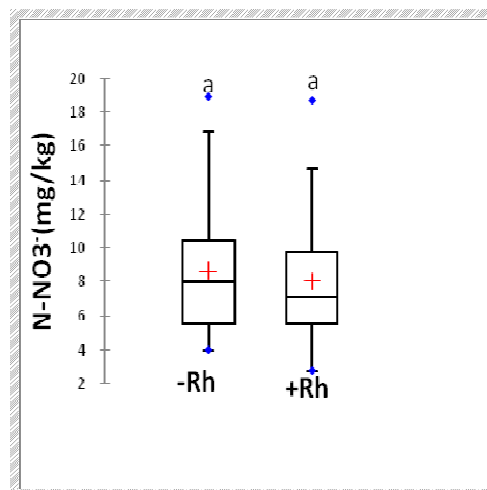


Figure n°32 : Effet de l'inoculation sur la teneur en N-NO_3^- du sol

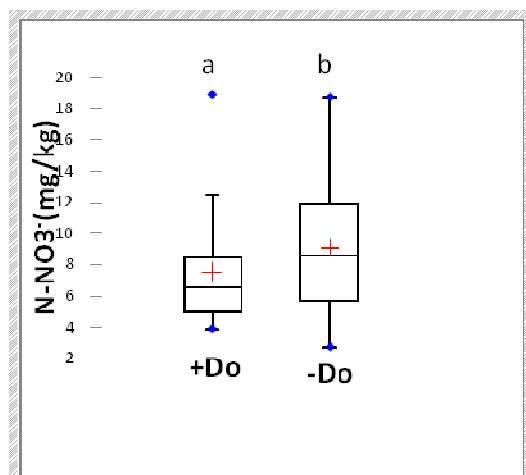


Figure n°33 : Effet de dolomie sur la teneur en N-NO_3^- du sol

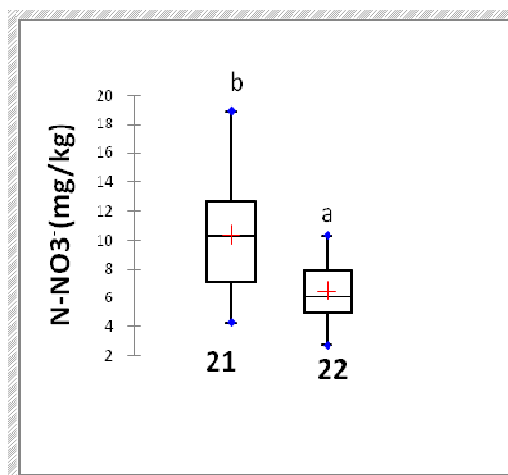


Figure n°34 : Effet de parcelles sur la teneur en N-NO_3^- du sol

2.2.1.3. Phosphore disponible dans les sols (P résine)

- Par rapport aux traitements

Les traitements appliqués (T1,T3, T4, T5, T6, T7, T8, T9, T10, T11, T12), des effets significatif ont été remarqués avec des moyennes respectifs (3,99 mg de P kg^{-1} ; 158,62 mg de P kg^{-1} ; 271,28 mg de P kg^{-1} ; 4,73 mg de P kg^{-1} ; 131,44 mg de P kg^{-1} ; 278,51 mg de P kg^{-1} ; 4,79 mg

de P kg⁻¹ ; 192,19 mg de P kg⁻¹ ; 244,49 mg de P kg⁻¹ ; 6,19 ; 126,32 mg de P kg⁻¹ ; 251,14 mg de P kg⁻¹) (Tableau 5).

- Par rapport aux niveaux de doses de P₂O₅ apportées

Ensuite, en ce qui concerne les effets des doses de P apportées (P1, P2, P3), des différences significatives ont été observées avec des moyennes respectives (4,89 mg de P kg⁻¹ pour dose P1, 150 mg de P kg⁻¹ pour dose P2, 261,36 mg de P kg⁻¹ pour dose P3) (Figure 35).

- Par rapport à l'inoculation

Les moyennes des traitements avec inoculation (147,95 mg de P kg⁻¹) et sans inoculation (135 mg de P kg⁻¹) n'ont pas eu d'effets significativement différents sur la disponibilité du phosphore (P-résine) (Figure 36).

- Par rapport à la dolomie

Aucune différence significative n'a été également observée entre les traitements avec dolomie (moyenne 139,02 mg de P kg⁻¹) et sans dolomie (moyenne 144,61 mg de P kg⁻¹) sur la disponibilité du phosphore (Figure 37).

- Par rapport aux parcelles

Aucune influence des parcelles n'a été constatée sur le P-résine, dont la parcelle 1 avec la moyenne 153,87 mg de P kg⁻¹ et la parcelle 2 avec la moyenne 129 mg de P kg⁻¹ (Figure 38).

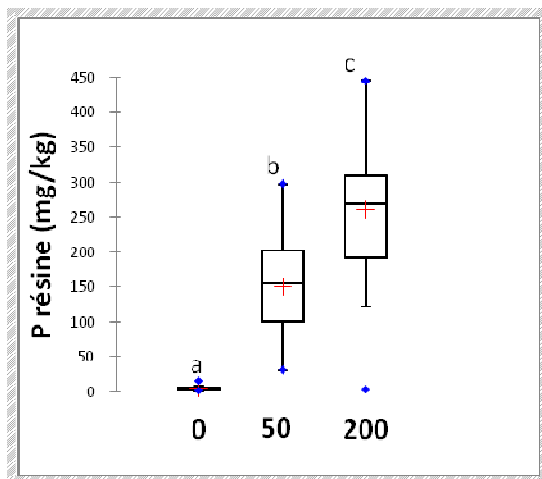


Figure n°35 : Effet de doses de P₂O₅ sur la teneur en P résine dans le sol

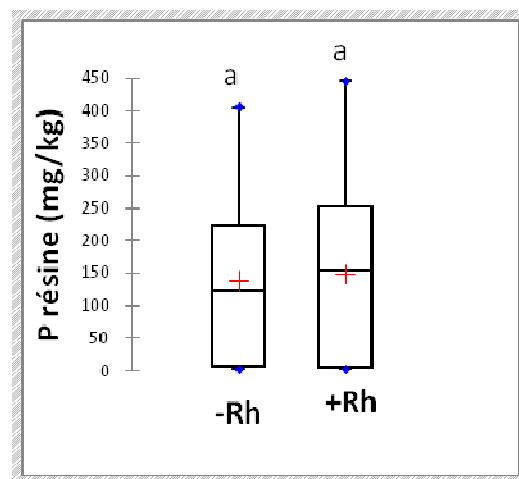


Figure n°36 : Effet de l'inoculation sur la teneur en P résine dans le sol

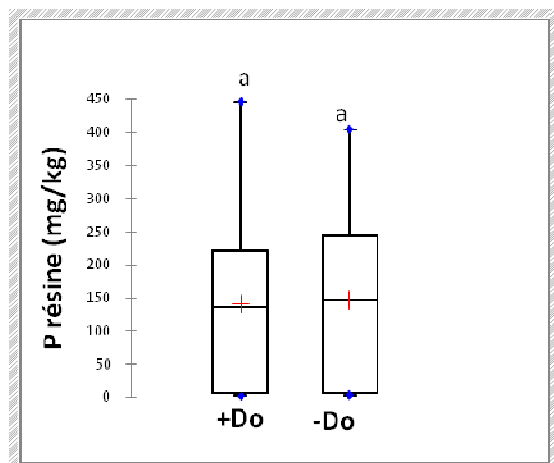


Figure n°37 : Effet de dolomie sur la teneur en P résine du sol

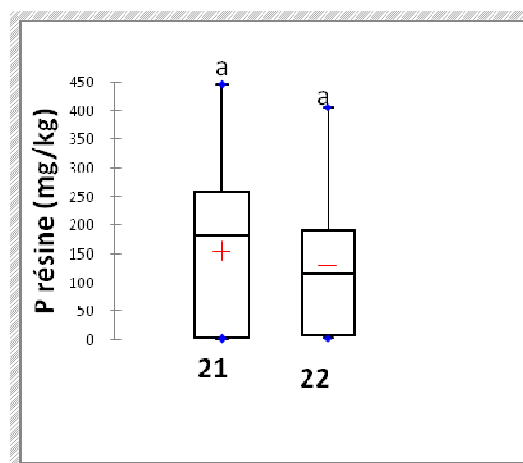


Figure n°38 : Effet de parcelles sur la teneur en P résine du sol

2.2.1.4. Nombre de nodules par plante

En général, des effets significatifs ont été observés entre les traitements (T1, T2, T3, T4, T5, T6, T7, T8, T9, T10, T11, T12) avec les valeurs moyennes respectives (6 ; 32 ; 43 ; 1 ; 6 ; 13 ; 6 ; 31 ; 35 ; 2 ; 7 ; 24). C'était le traitement T3 qui obtenu le plus de nodules (43 nodules) et le traitement T4 correspondait au nombre de nodule le plus faible (1 nodule) (**Tableau 6**).

Pour les doses de P, des effets significatifs sur le nombre de nodule ont été constatés entre les trois niveaux de doses apportées (4 nodules pour P1, 19 nodules pour P2 et 29 nodules pour P3 (**Figure 39**).

De même, l'inoculation (moyenne 26 nodules) a d'effets significativement différents par rapport au traitement sans inoculation (moyenne 9 nodules) (**Figure 40**).

Concernant la dolomie, elle n'a eu aucun effet sur le nombre de nodule, puisque la moyenne de ce qui est traité avec dolomie (190 nodules) n'est pas significativement différente à celle qui est traité sans dolomie (150 nodules) (**Figure 41**).

Des effets significatifs ont été détectés entre les deux parcelles. La parcelle 21 ayant la moyenne (29 nodules par plante) contre la parcelle 22 avec 5 nodules (**Figure 42**).

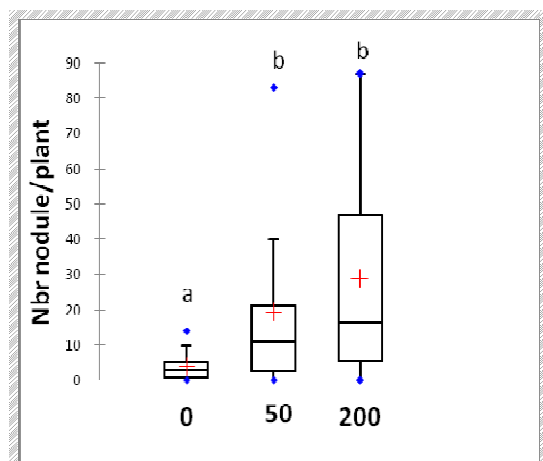


Figure n°39 : Effet de doses de P₂O₅ sur la nodulation du haricot

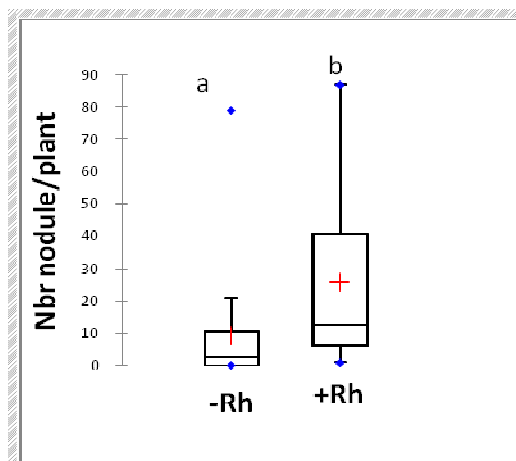


Figure n°40 : Effet de l'inoculation sur la nodulation du haricot

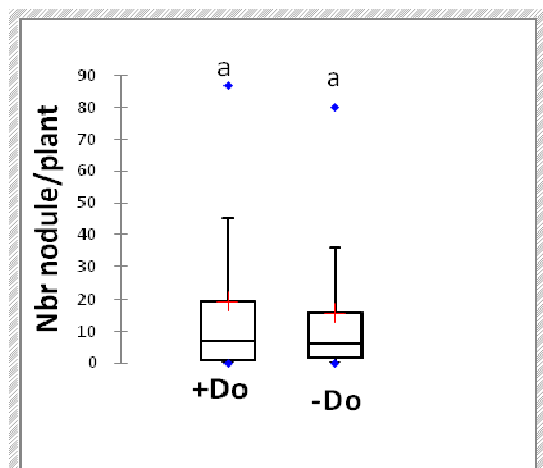


Figure n°41 : Effet de dolomie sur la nodulation du haricot

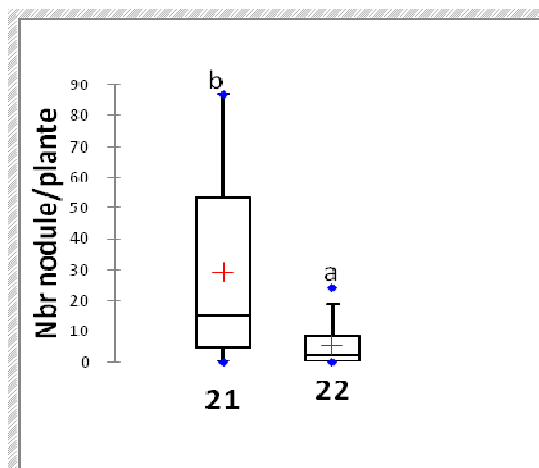


Figure n°42 : Effet de parcelle sur la nodulation du haricot

2.2.2. Résultats sur la production de la biomasse

2.2.2.1. Effet des traitements sur la production de la biomasse du haricot

Avec p-value (0,913) (**Tableau 6**), aucune différence significative n'a été détectée entre les traitements appliqués sur la production de la biomasse aérienne de la plante haricot.

2.2.2.2. Influence de doses croissantes du TSP sur la production de biomasse

Des effets non significativement différents n'ont pas été décelés entre les trois niveaux de doses de phosphore. La dose P1 a obtenu 3,55 g de biomasse sèche, la seconde dose P2 a eu 3,19 g et la dose P3 correspondait à la biomasse la plus élevée avec 3,77 g (**Tableau 6**).

2.2.2.3. Influence de l'inoculation sur la production de biomasse

Avec p-value (0,516), d'effets significatifs n'ont pas été observés (**Tableau 6**). Mais une différence sur terrain a été détectée dont le traitement inoculé a obtenu 3,71 g de biomasse et le traitement non inoculé a obtenu 3,29 g de biomasse.

2.2.2.4. Effet de dolomie sur la production de biomasse

Après avoir fait le test statistique, le p-value (0,591) a montré qu'il n'y a pas eu aucune différence significative entre le traitement avec dolomie et traitement sans dolomie. Par contre, l'effet de dolomie augmente partiellement la production de biomasse par rapport au traitement sans dolomie (**Tableau 6**).

2.2.2.5. Influence des parcelles

Avec p-value = 0,121 (**Tableau 6**), des effets significatifs sur la production de biomasse n'ont pas été constatés entre les parcelles.

2.2.3. Résultats d'analyses de la biomasse du haricot (Essai 2)

2.2.3.1. Teneur en N total

Après avoir fait le test statistique, en général, les traitements n'ont aucune différence significative sur la teneur en azote total dans la biomasse de la plante étudiée (**Tableau 6**), mais le traitement T1 a eu la valeur la plus élevée avec la moyenne 24,13 g/kg de N total kg⁻¹ et le traitement T11 correspondait à la teneur en N total la plus faible (moyenne 18,87 de N total kg⁻¹) (**Tableau 6**).

Par contre, pour les doses croissantes du TSP, la dose P1 (moyenne 23,88 g de N total kg⁻¹), la dose P2 (21,36 g de N total kg⁻¹) et P3 (moyenne 21,38) ont eu une différence significative (**Figure 43**).

Ensuite, effet significativement différent a été observé entre les traitements avec (moyenne 23,12 g de N total) et sans (21,30 de N total) inoculation (**Figure 44**).

Les traitements avec dolomie avec la moyenne 21,66 g de N total et les traitements sans dolomie avec la moyenne 22,75 de N total n'ont pas eu aucune différence significative (**Figure 45**).

De même aussi pour les parcelles, elles n'ont pas eu aucune influence sur la teneur en azote total dans la plante (**Figure 46**).

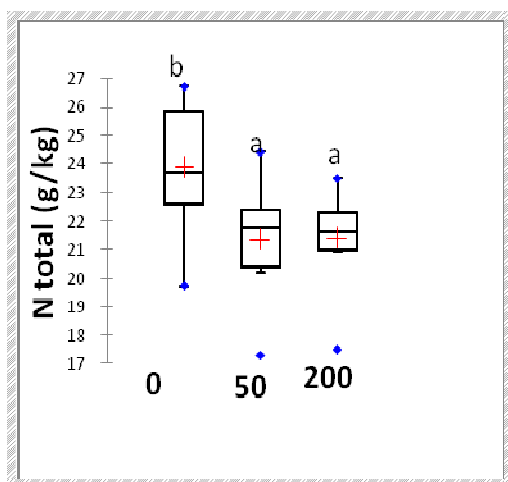


Figure n°43 : Effet de doses de P₂O₅ sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot

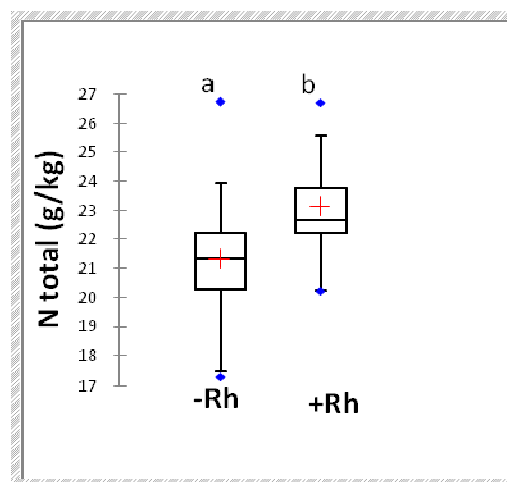


Figure n°44 : Effet de l'inoculation sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot

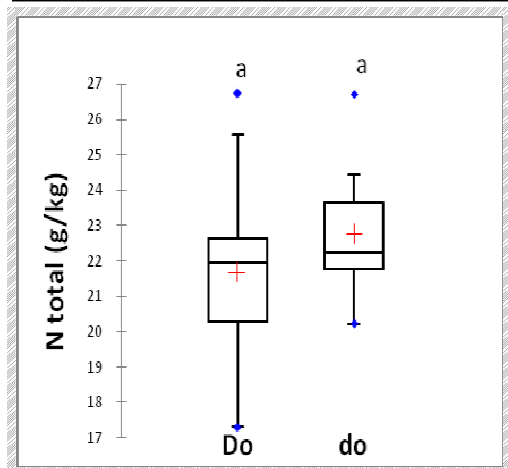


Figure n°45 : Effet de dolomie sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot

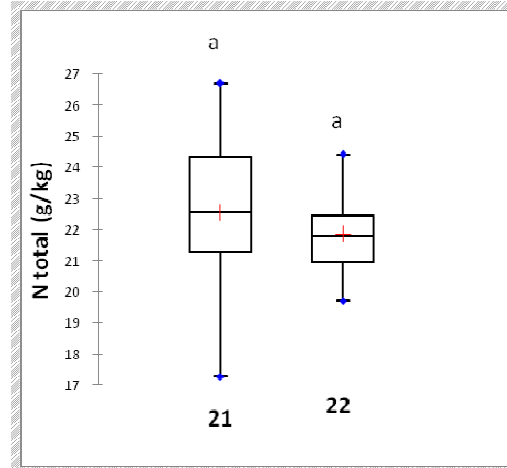


Figure n°46 : Effet de parcelles sur la quantité de N total dans la biomasse aérienne du haricot

2.2.3.2. Teneur en phosphore total

Le traitement T9 a obtenu la valeur moyenne la plus élevée de la teneur en P total dans la biomasse (2,66 de P total k^{-1}) et le traitement T10 correspondait à la valeur la plus faible (moyenne 1,99 de P total k^{-1}) (**Tableau 6**).

Mais les différents niveaux des doses (P1 : moyenne 2,15 g de P total k^{-1} et P3 : 2,34 g de P total k^{-1}) du TSP et entre P2 et P3 présentent d'effet significativement différents sur le P total dans la plante (**Figure 47**).

Mais, les résultats entre les traitements avec et sans inoculation (**Figure 48**), entre les traitements avec et sans dolomie (**Figure 49**) ne présentent aucune différence significative.

De même pour les parcelles, aucun effet n'a été observé (**Figure 50**).

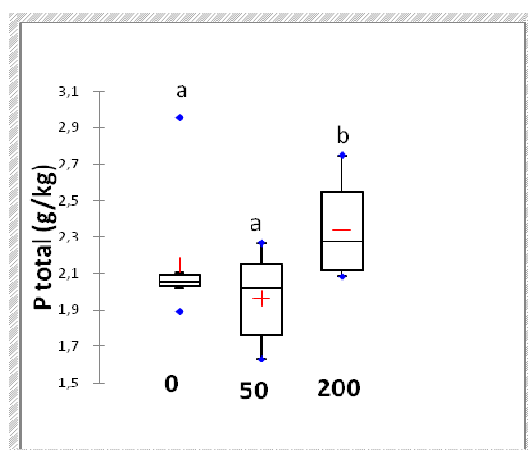


Figure n°47: Effet de doses de P₂O₅ sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot

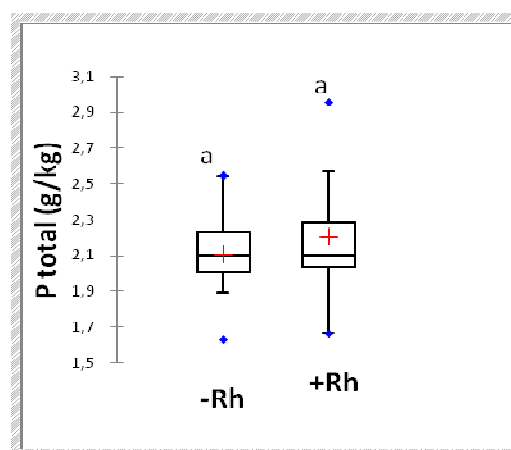


Figure n°48 : Effet de l'inoculation sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot

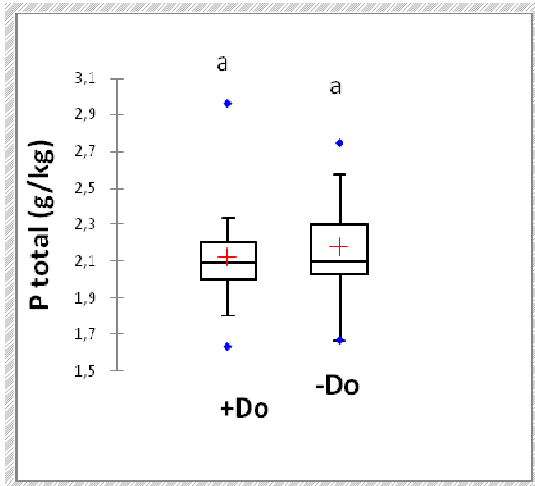


Figure n°49 : Effet de dolomie sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot

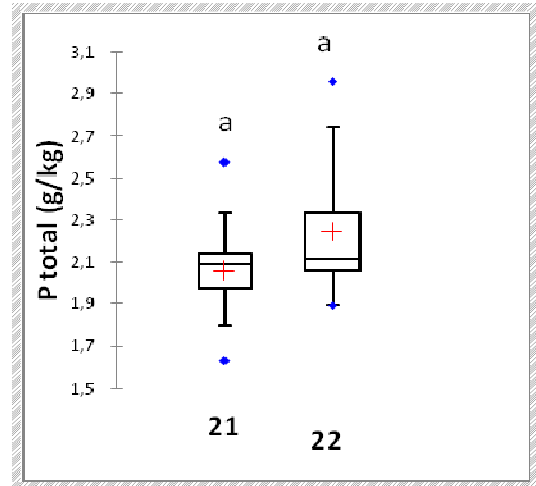


Figure n°50: Effet de parcelles sur la quantité de P total dans la biomasse aérienne du haricot

Chapitre 1. Hypothèses proposées pour essai 1

1.1. Hypothèse 1 : « L'apport des doses croissantes du TSP augmente la disponibilité de P disponible et de N minéral dans le sol »

1.1.1. L'apport de doses croissantes du TSP augmente la disponibilité de P disponible dans le sol

L'une des hypothèses qui a été proposée dans notre étude a été le fait que la disponibilité du phosphore des sols rhizosphériques de la plante que ceux soient les variétés du haricot cultivées augmente avec les doses croissantes de P. Comme Rabeharisoa, (2004) a affirmé que dans un contexte à forte adsorption des ions orthophosphates sur les oxyhydroxides de Fe et d'Al des sols de « tanety », le phosphore ne semble être que faiblement disponible pour les cultures. C'est pour cela qu'il est indispensable à recourir en apportant du phosphore minéral ce qui est directement assimilable pour les végétaux. Nos résultats d'analyses le premier essai sur les parcelles paysannes et montré que la teneur en P disponible (P résine) avec p-value ($<0,0001$) augmente avec la dose croissante du P_2O_5 . Ce premier essai a donné comme résultats qu'avec la dose nulle (P1) la teneur en P disponible dans sol est de 12,61 mg de P kg^{-1} , avec la dose P2 (50 kg/ha de P_2O_5), la valeur du P disponible monte à 124,89 mg de P kg^{-1} et la troisième dose est de 274,37 mg de P kg^{-1} . Le test statistique a donné les différences significatives entre ces trois doses apportées. Donc, cette sous hypothèse 1 a été validée.

1.1.2. La dose croissante de TSP fournira la meilleure disponibilité de N dans le sol

Le phosphore est l'un des nombreux éléments qui affectent les rendements et la fixation symbiotique de N chez les légumineuses. Par ailleurs, ces dernières ont besoins plus importants en phosphore en comparant aux autres plantes (Sadowsky, 2005). Dans le cadre de notre étude, la dose croissante de Triple Super Phosphate a été apportée afin de résoudre ce problème de faible disponibilité du phosphore dans le sol. Nos résultats montrent que la dose P3 la plus élevée apportée a obtenu une meilleure disponibilité de l'ammonium avec une valeur moyenne de 8,98 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1} par rapport au P1 (6,29 mg de $N-NH_4^+$ kg^{-1}) et statistiquement similaire par rapport au P2 qui a eu la moyenne 7,36 mg

de N-NH_4^+ kg^{-1} . Et la dose P2 a eu une teneur plus forte que P1 mais similaire statistiquement entre elles. Tout ceci montre que la teneur en P sous forme assimilable stimule la disponibilité de N-NH_4^+ dans le sol.

Par contre au niveau de N de nitrate, la dose la plus faible du TSP (P1) a obtenu la teneur la plus élevée par rapport aux doses P2 et P3. Mais la diminution de la disponibilité de N-NO_3^- a été toujours constatée lorsque la dose d'apport de P augmente. Ceci montre que ce n'est le phosphore est le seul facteur limitant de la disponibilité de N-NO_3^- pour la plante. Cette sous hypothèse 2 n'a pas été validée.

Ainsi, la première hypothèse qui stipulait « L'apport des doses croissantes du TSP augmente la disponibilité de P disponible et de N minéral dans le sol » n'a pas été validée.

1.2. Hypothèse 2 : « La variété tolérante ou non tolérante en carence en P augmente la disponibilité de N et P disponibles dans le sol »

En culture des légumineuses, grâce leur capacité de capter l'azote atmosphérique, il n'est plus nécessaire d'apporter les engrais azotés. En comparant les teneurs du sol en N-NH_4^+ entre ces trois variétés, la variété locale (Soafianarana) a obtenu la teneur significative par rapport aux variétés RIL 115 et RIL 147. Pour la variété Soafianarana, le N-NH_4^+ disponible a été $8,68 \text{ mg kg}^{-1}$, pour la variété RIL 115, elle a obtenu $6,69 \text{ mg de N-NH}_4^+ \text{ kg}^{-1}$ et pour la variété RIL 147, la quantité de N-NH_4^+ disponible a été $7,23 \text{ mg kg}^{-1}$. Ce résultat ne présente pas que ces deux variétés améliorées captent moins l'azote de l'air que variété locale mais, cela peut être due par la richesse du sol en N-NH_4^+ avant la culture du haricot.

Pour le nitrate, la variété locale (Soafianarana) a eu une valeur moyenne de N-NO_3^- la plus faible par rapport aux autres variétés (RIL 147 et RIL 115). Ceci peut être dû par la faiblesse de l'oxydation de NH_4^+ dans le sol.

En ce qui concerne les effets de ces variétés (RIL 115 tolérante à la carence en P et RIL 147 sensible à la carence en P) sur la disponibilité du P dans le sol, avec $p\text{-value}=0,918$, il n'y a eu aucun effet significatif sur le P disponible. Par contre la comparaison entre les moyennes de P disponible sous la variété tolérante (RIL 115) et la variété sensible (RIL 147), c'était la variété

tolérance qui a obtenu la teneur la plus élevée (142,01 mg de P kg⁻¹) par rapport à la variété sensible (RIL 147) avec une valeur moyenne (137,95 mg de P kg⁻¹).

Ainsi, la deuxième hypothèse qui stipulait « La variété tolérante ou non tolérante en carence en P augmente la disponibilité de N et P dans le sol » a été validée.

Chapitre 2. Hypothèses proposées pour l'essai 2

2.1. Hypothèse 3 : « Les apports des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la disponibilité de P et N dans le sol »

2.1.1. L'apport des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la teneur en P dans le sol

Tout d'abord, d'après les résultats obtenus, la teneur en P résine dans le sol augmente proportionnellement avec la dose du TSP apportée. En comparant la dose P1 (4,89 mg de P kg⁻¹), P2 (150,85 mg de P kg⁻¹) et P3 (261,36 mg de P kg⁻¹), le test statistique a donné que la dose croissante favorise l'accroissement de P disponible dans le sol.

Concernant l'apport de dolomie, même si les résultats ne sont pas significativement différents entre le traitement avec (139,02 mg de P kg⁻¹) et sans dolomie (144,61 mg de P kg⁻¹), la modification a été constatée mais la teneur de P disponible diminue en ajoutant la dolomie.

Ainsi, la deuxième hypothèse qui stipulait « les apports des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la disponibilité de P » n'a été validée que partiellement.

2.1.2. Les apports des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la disponibilité de N dans le sol

Premièrement, pour les effets du TSP, les résultats obtenus ont montrés que la disponibilité de N-NH₄⁺ augmente avec la dose croissante du TSP. Mais l'analyse statistique a montré que la teneur en N-NH₄⁺ avec la dose P2 (9,59 mg de N-NH₄⁺ kg⁻¹) et P3 (10,17 mg de N-NH₄⁺ kg⁻¹) ne décèle pas une différence significative. Pour la nitrate, la quantité de N-NO₃⁻ diminue au fur et à mesure que la dose accroît. Cela peut être dû par l'excès de N-NH₄⁺.

Deuxièmement, la dolomie ne présente pas d'effets significatifs sur la quantité de N-NH₄⁺ en comparant avec le témoin où il n'y a pas eu d'apport de dolomie. Et, au niveau de nitrate, le traitement sans dolomie a obtenu la quantité de N-NO₃⁻ la plus élevée par rapport au traitement sans aucun dolomie. Ainsi, cela peut s'expliquer que ce n'est pas seulement la

dolomie est un facteur limitant de la disponibilité de N dans le sol aussi bien de l'ammonium que de nitrate.

En effet, la troisième hypothèse qui stipulait « Les apports des doses croissantes du TSP et dolomie modifient la disponibilité de P et N dans le sol » n'a pas été validée.

2.2. Hypothèse 4 : « Les traitements avec TSP, dolomie et inoculation modifient la nodulation »

Tout d'abord, l'une des hypothèses qui a été avancée dans cette étude était que l'apport des doses croissantes de TSP permettra d'obtenir l'augmentation du nombre de nodules du haricot. Etant donné que le phosphore est l'un des principaux éléments nutritifs dont les plantes ont besoin à travers tout leur cycle de développement (Henintsoa, 2013). Par ailleurs, les légumineuses y compris le haricot ont besoin cet élément pour la formation de nodule et pour la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique. En effet, le manque de phosphore dans le sol réduit le nombre et la masse des nodules ainsi que l'activité de la nitrogénase des légumineuses (Qiao *et al.*, 2007). Ceci a été vérifié par les résultats obtenus dans notre étude. Le traitement sans apport de P sa obtenu une moyenne de 4 nodules par plant qui été statistiquement différent par rapport aux dose P2 et P3 avec les valeurs moyennes respectivement de 19 nodules par plant et 29 nodules par plant. Mais ces deux dernières doses ne présentent aucune différence significative dans le test statistique. Bref, l'apport des doses croissantes de TSP permettra d'obtenir l'augmentation du nombre de nodules du haricot » n'a été validée que partiellement.

Quand à la dolomie, 19 nodules par plant ont été obtenus avec le traitement avec dolomie, et 15 nodules par plant ont été obtenus avec le traitement sans dolomie. Mais, le test statistique n'a aucun effet significatif. Ainsi, l'apport de dolomie considéré comme élément pour l'amélioration ou la modification de la nodulation n'a été validé que partiellement.

Troisièmement, l'une des composants de cette troisième hypothèse a été que l'inoculation a l'intérêt de modifier la nodulation.

Enfin, du point de vu historique, l'inoculation a débuté en Amérique Latine et aux Etats-Unis (Bresil, Colombie, République Dominicaine, Equateur, en Salvador, Mexique, Péru et USA).

Ainsi, de nombreuses expériences ont été faites sur cette question d'inoculation du haricot avec des souches de rhizobium. Comme au Sénégal, des résultats encourageants ont été obtenus avec une amélioration de 24% du rendement en gousses chez les plantes inoculées avec la souche de rhizobium comparées aux plantes non inoculées. Par contre, Diouf *et al.*, 1997 ont trouvé dans la zone de Niayes au Sénégal, une faible nodulation du haricot. Cependant, dans le cas de notre expérimentation dans la zone moyenne Ouest de la grande île, nous avons obtenu une meilleure formation de nodules de l'haricot inoculé par rapport aux plantes non inoculées. Nos résultats sont contraires à ceux qui ont été obtenus dans quelques zones de l'Amérique Latine qui se traduit par une forte nodulation du haricot non inoculé dans plusieurs sites où les inoculums de rhizobium ont été utilisés puisqu'il y a eu le problème de la compétition avec les rhizobiums indigènes du sol dans des régions où le haricot a été cultivé traditionnellement. En effet, comme dans notre cas, peut être que les rhizobiums utilisés n'ont pas eu aucune compétition avec les micro-organismes présents dans les parcelles paysannes où il y a eu notre essai.

D'où, cette quatrième hypothèse qui stipulait « Les traitements avec TSP, dolomie et inoculation modifient la nodulation » n'a été validée que partiellement.

Chapitre 3 : Points forts et limites de l'étude

3.1. Points forts de l'étude

L'un des points forts de cette étude étaient le fait d'avoir pris en compte les deux éléments (N et P) qui sont considérés comme facteurs limitant la production agricole. Cette étude a permis également de voir les caractéristiques physico-chimiques des 19 parcelles paysannes concernées par cette étude.

D'autre part, la méthodologie appliquée dans cette étude a pris la peine de voir les effets de chaque facteur étudié. En effet, d'après cette étude, on peut donc évaluer et recommander la bonne gestion de ces sols par rapport aux analyses faites.

3.2. Limites de l'étude

Cette étude est loin d'être parfaite. Pour l'essai 1, d'une part cette étude n'a pas pu évaluer de quelle variété entre les trois variétés est la plus nodulée puisque comme Sitraka celle qui a fait les prélèvements des sols et des plantes, la plupart des plantes ne permettaient pas d'obtenir les nodules, peut être à cause des attaques de mouches du haricot ou peut être de la pauvreté extrême de ces sols. D'autre part, les analyses de la biomasse de ce premier essai n'ont pas pu être réalisées à cause de la durée insuffisante pour la réalisation de tel travail comme ceci.

Enfin, l'une des limites du présent mémoire était que la méthodologie adoptée ne permettait pas d'évaluer l'azote effectivement apporté par la fixation symbiotique de N_2 et aussi les effets de doses d'apports phosphatés sur cette fixation. Ainsi, de telles investigations nécessitent l'utilisation de traceurs, afin de suivre le devenir de l'élément azote dans le sol en évaluant la proportion provenant du sol pour qu'on puisse en déduire l'azote réellement obtenu par la fixation symbiotique de N_2 .

CONCLUSION

En guise de conclusion, les résultats obtenus ont montrés que l'apport du phosphore sous forme de TSP a l'intérêt de résoudre le problème de sols ferrallitiques de « *tanety* » pour sa faible disponibilité en cet élément qui est l'un des facteurs limitant de la nodulation du haricot. Par ailleurs, la nodulation a été également affectée par la teneur suffisante en P disponible. Egalement, dans cette étude, il a été prouvé que l'utilisation de l'inoculation de rhizobium montre pour la variété RI-5.2 la bonne formation de nodules du haricot. De plus, comme les sols ferrallitiques dans les zones du Moyen Ouest de Madagascar, l'apport de dolomie comme amendement afin de corriger l'acidité du sol a été également vérifié dans cette étude.

Ainsi, la mise en valeur de la culture des légumineuses dans les sols ferrallitiques du « *tanety* » serait un moyen pour enrichir les sols en éléments fertilisants afin de faire bénéficier les cultures qui vont succéder. D'ailleurs, l'apport des matières organiques dans ces sols pourront être également une source de fertilité du sol et un facteur clé de l'agriculture durable.

A l'issu de cette étude, différentes nouvelles recherches peuvent être exploitées afin d'améliorer les caractéristiques physico-chimiques des sols ferrallitiques face à ses pauvretés en phosphore et en azote pour répondre aux besoins des plantes et surtout du haricot :

Ainsi, les aspects suivants peuvent être à considérés :

- Evaluer le P microbien dans le sol ;
- Voir les réponses de la variété en associant avec les champignons endomycorhizes sans apport du phosphore ;
- Evaluer les teneurs de graines en azote et en phosphore ;
- Effectuer une application sur une grande échelle de culture du haricot en présence du phosphore, de symbiotes rhizobiens et la dolomie ;
- Effectuer la comparaison entre l'apport d'engrais avec TSP et l'apport de TSP avec inoculation.

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

AEP, 2004. Association européenne de recherche sur les protéagineux. Grain legumes and the environment : how to assess benefits and impacts. AEP Eds. ISBN 2-9509491.8.5,226 pp.

Aerts R, Chaprin FS, III (2000) The mineral nutrition of wild plants revisited: A reevaluation of processes and patterns. *Advances in ecological research*, **30**, 1-67.

Andriamaniraka, J.H., 2009. Etude et modélisation de la biodisponibilité du phosphore dans un sol cultivé de Madagascar en fonction des pratiques culturales. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Université d'Antananarivo.

Balibino LC., Brossard M., Leprun JC et Bruand A., 2002. Mise en valeur des sols ferrallitiques de la région du Cerrado (Brésil) et évolution de leurs propriétés physiques. *Etudes et Gestion des sols*, Volume 9, pages 83-104.

Barbour, W.M., Hatterman, D.R et Stacey., 1991. *Chemotaxis of Bradyrhizobium japonicum to soybean exudates*. *Appl. Environ. Microbiol.*, **57**: 2635-2639.

Bertrand R. et Guigou J. 2000. *La fertilité des sols tropicaux*. La Technicien d'Agriculture Tropicale. Maisonneuve et Larose, Paris. 397p.

Bieleski RL (1973) Phosphate pools, phosphate transport, and phosphate availability. *Annu Rev Plant Physiol* **24**: 225-252.

Bowman G., Shirley C., et Cramer C., (1998). Managing cover Crops profitably. Second edition, Sustainable agriculture network handbook series bk. 3, national agricultural library, Beltsville, ISBN 1-888626-04-6, 201p.

Boyer J., 1982. Les sols ferrallitiques. Facteurs de fertilité et utilisation des sols. Tome X. Paris, ORSTOM, I.D.T., n°52. 384p.

Chalk PM (1998) Dynamics of biologically fixed N in legume-cereal rotations : a review. *Austr.J. Res* **49**, 303-316.

Chapin FS (1980) The mineral nutrition of wild plants. *Annual Review of Ecology and Systemics*, **11**, 133-260.

Référence bibliographique

Cheema Z. A. and Ahmad A. (2000). Effects of urea on the nitrogen fixing capacity and growth of grain legumes, *Int. J. Agri. Biol:* 2, (4) pp 388-394.

Cleveland CC, Townsend AR, Schimel DS, et al. (1999). Global patterns of terrestrial biological nitrogen (N₂) fixation in natural ecosystems. *Global Biogeochemical Cycles*, **13**, 623-645.

Costa E, Perez J, Kreft JU (2006). Why is metabolic labour divided in nitrification? *Trends in Microbiology*,**14**, 213-219.

Danson SKA (1995) Assessment of biological nitrogen fixation. *Fertilizer research* 42:33-41.

Diouf A, 1997. Caractérisation et utilisation de souches de *Rhizobium* isolées du haricot vert (*Phaseolus vulgaris* L.) dans la zone des niayes au Sénégal. Université Cheikh Anta Diop de Dakar pp 96.

Dixon, R. and Kahn, D. (2004) Genetics regulation of biological nitrogen fixation. *Nature Reviews Microbiology*, 2 (8): 621-631.

Downie JA (2005) Legume haemoglobins: symbiotic nitrogen fixation needs bloody nodules. *Curr Biol* 15: 6

Doyle, J.J., and Luckow, M.A. (2003). The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. *Plant Physiol* **131**, 900-910.

Doyle, JJ. (1998). Phylogenetic perspectives on nodulation: evolving views of plants and symbiotic bacteria. *Trends in Plant Sciences* **3**, 473-478.

Doyle, JJ., and Luckow, M.A (2003). The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a world of declining renewable resources. *Plant Physiol* **127**, 390-397.

Drevon, J.J, P. Hinsinger (2004)- Nutrition phosphatée et réponse des plantes et de la symbiose rhizobienne à la déficience en phosphore.

Duff MG, Sarath G et Plaxton WC (1994) The role of acid phosphatases in plant phosphorus metabolism. *Physiol Plant* **90**: 791-800.

Référence bibliographique

Frank, B., (1889) - Ueber die Pilzsymbiose der Leguminosen. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft 7, 332-346.

Gepts P (2004) Crop domestication as a long-term selection experiment. *Plant Breed Rev* 24: 1- 44.

Gepts P, Beavis WD, Brummer EC, Shoemaker RC, Stalker HT, Weeden NF, Young ND (2005) Legumes as a Model Plant Family. Genomics for Food and Feed Report of the Cross-Legume Advances through Genomics Conference. *Plant Physiology* 137: 1228-1235.

Graham P. et C. Vance (2003) Legumes: importance and constraints to greater use. *Plant physiol.* **131**: 872-877.

Graham PH et Rosas JC, 1979. Phosphorus fertilization and symbiotic nitrogen fixation in common bean. *Agron. J.* **71**, 925-926.

Graham, P.H. (1963) - Antigenic affinities of the root-nodulation bacteria of legume. *Antonie van Leeuwenhoek* **29**: 281-291.

Guene NF, 2002. Utilisation des inoculums de *rhizobium* pour la culture du haricot (*Phaseolus vulgaris*) au Sénégal. Grade de Docteur de 3^{ème} cycle de Biologie Végétale. Université Cheikh Anta Diop Dakar. 112p

Hanitra, V., 2012. Rapport sur l'Etat de l'Environnement à Madagascar, Chapitre 4 : Sol, 129p : 101-129. Madagascar.

Henintsoa, 2013. Disponibilité et dynamique du carbone, de l'azote et du phosphore sous association culturale Riz-Haricot soumise à différents types de fertilisation phosphatée apportée à dose croissante. Expérimentation agronomique de Lazaina sur sol ferrallitique de « tanety ». DEA, ESSA de l'université d'Antananarivo. 88 pages+ Annexes.

Hervieu, J., 1967. Géographie des sols malgaches. Essai synthétique. Cahier ORSTOM, 44p.

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.

<http://www.biosol.free.fr>.

Référence bibliographique

Husson, O., Charpentier, H., Raharison, T., Razanamparany, C., Moussa, N., Rasolomanjaka, J., Michellon, R., Naudin, K., Rakotoarinivo, C., Rakotondramanana, Enjalric, F., Seguy, L., 2012. Manuel pratique du Semis direct à Madagascar. Vomule IV : Les systèmes SCV proposer, Climat de moyenne altitude (600-1100m) avec longue saison sèche (>6 mois) Lac Alaotra et Moyen-Ouest. Edition GSDM/CIRAD. 60p.

IRAD. 2013. C2D/ Programme d'Appui à la Recherche Agronomique- Projet 6: Legumineuses- Contribution de la recherche à l'amélioration de la production et la consommation des légumineuses alimentaires au Cameroun. MRSI, 57pp, cameroun.

Jackson LE, Burger M, Cavagnaro TR (2008). Roots, nitrogen transformations, and ecosystem services. *Annual Review of Plant Biology*, **59**, 341-363.

Jemo M., Abaidoo R. C., Nolte C., Tchienkoua M., Sanginga N., Horst W. J. (2006). Phosphorus benefits from grain-legume crops to subsequent maize grown on acid soils of southern Cameroun *Plant Soil* **284**, pp 385-397.;;;

Jones DL (1998) Organic acids in the rhizosphere : a critical review. *Plant Soil* **205**: 25-44.

Karl DM (2002). Nutrient dynamics in the deep blue sea. *Trends in Microbiology*.**10**, 410-418.

Larsen S., 1967. Soil phosphorus. *Advances in Agronomy*, **19** : 151-210.

Machefert SE, Dise NB, Goulding KWT, witehead PG (2002). Nitrous Oxid emission from a range of land uses across Europe. *Hydrology and Earth System Sciences*, **6**, 325-337.

MAEP-UPDR, 2003. Monographie de la région de Vakinankaratra. 108p + Annexe + cartes.

Morel C. 2002. Caractérisation de la phytodisponibilité du phosphore du sol par la modélisation du transfert des ions phosphates entre le sol et la solution. Mémoire d'Habilitation à Diriger des Recherches, Institut National Polytechnique de Lorraine. 80p.

Morel, C., Le Clech, B., Linères, M., et Pellerin, S., (2006). Gare à la baisse de la biodisponibilité du phosphore. *Alter Agri*. N°79. 3p.

Référence bibliographique

Mouna, 2008. Les bactéries nodulant les légumineuses (G.N.L.P) : caractérisation des bactéries associées aux nodules de la légumineuse *Astragalus armatus*. Mémoire de Magister en Génétique et Amélioration des plantes, Université Mentouri de Constantine.

Pereira PA et Bliss FA, 1987. Nitrogen fixation and plant growth of common bean (*Phaseolus vulgaris*) at different levels of phosphorus available. *Plant Soil* **104**, 79-84.

Rabeharisoa L., 2004. Gestion de la fertilité et de la fertilization phosphatée des sols ferrallitiques des Hautes Terres de Madagascar. Thèse de Doctorat d'Etat ès-Sciences Naturelles. Université d'Antananarivo, Faculté des Sciences, Département de Biologie et Ecologie Végétale. 199p.

Rabetokotany, R. (2007). Effets d'une fertilisation phosphatée par le Bat Guano et des doses croissantes et Triple Super Phosphate sur un sol ferrallitique malgache. Cas de Ferralsol de « Tanety » sis à Lazaina. Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du DEA en Chimie appliquée à l'industrie et à l'environnement. Université d'Antananarivo- Ecole Supérieure Polytechnique d'Antananarivo- Département Génie Chimie. 87p.

Raghothama et Karthikeyan (2005). Properties of acid phosphatase-tannic acid complexes formed in the presence of Fe and Mn. *Soil Biol Biochem* **32**: 1921-1926.

Rasambainarivo, J.H. et Ranaivoarivelo, N., 2004. Profil fourrager, Madagascar. FAO. 24p.

Rasanen, L. (2002). Biotic and abiotic factors influencing the development of N₂-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia* and *Prosopis* these de doctorat de l'université de Hlsinki. Finlan.

Razafimahatratra H.M., 2011. Sols malgaches et Spectroscopie dans le moyen infrarouge : Classification, caractérisation et sensibilisation au climat. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Spécialisation Agriculture. ESSA. 214p.

Richardson A.E., Hocking P.J., Simpson R.J., George T.S., 2009. Plant mechanisms to optimize access to soil phosphorus. CSIRO Publishing. *Crop and Pasture Science*, 60: 124-143.

Roederer, P., 1971. Les sols de Madagascar. Collection Sciences de la terre n°5, ORSTOM Centre de Tananarive. 56 p.

Référence bibliographique

Schachtman DP, Reid RJ et Ayling SM (1998). Phosphorus uptake by plants from soil to cell. *Plant Physiol* **116**: 447-453.

Skene KR (1998). Cluster roots: some ecological considerations. *J Ecol* **86**: 1060-1064.

Smil V (1999). Nitrogen in crop production: An account of global flows. *Global Biogeochemical Cycles*, **13**, 647-662.

Smith SE & Read DJ (2008). Mycorrhizal Symbiosis, 3rd edition. Academic Press, London, UK.

Soltner, D., 2005. Les bases de la production végétale, Tome 1 : Le sol et son amélioration. 24^{ème} édition, Collection Sciences et Techniques agricoles. Imprimerie Prouteau, Bressuire 79303. France. 472p.

Stacey G, Libault M, Brechenmacher L, Wan J, D May G (2006). Genetics and functional genomics of legume nodulation. *Current Opinion in Plant Biology* **9**: 110-121.

Turner B.L., 2008. Resource partitioning for soil phosphorus: a hypothesis. *Journal of Ecology*, **96**: 698-702.

Vance CP, Uhde-Stone C & Allan DL (2003). Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a non-renewable resource. *New phytol* **157**: 423-447.

Vance, C.P. (2001). Symbiotic nitrogen fixation and phosphorus acquisition. Plant nutrition in a world of declining renewable resources. *Plant Physiol* **127**, 390-397.

Vincent JM (1970) A manual for the practical study of root-nodule bacteria, IBP handbook, N°75, Blackwells, Oxford.

Vitousek PM, Cassman K, Cleveland C, et al. (2002). Towards an ecological understanding of biological nitrogen fixation. *Biogeochemistry*. **57**, 1-45.

Vitousek PM, Howarth RW (1991) Nitrogen limitation on land in the sea- How can it occur. *Biogeochemistry*, **13**, 87-115.

Wrage N, Velthof GL, van Beusichem ML, Oeneme O (2001). Role of nitrifier denitrification in the production of nitrous oxide. *Soil Biology & Biochemistry*, **33**, 1723-1732.

Référence bibliographique

Zahran HH (1999) *Rhizobium*-Legume Symbiosis an Nitrogen Fixation under Severe Conditions and in an Arid Climate. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 63: 968-989.

ANNEXE I : Liste des parcelles paysannes

Codage des parcelles	Nom des exploitants	Localités
1	Rakotoarisoa Jean Marie	Ankazomiriotra
2	Razanamialy	
3	Raveloarisoa Juliette	
4	Razafiarisoa Ernette	
5	Rakotondrafara Jean Marie	
6	Rakotonomenjanahary Jean Marie	
7	Rasoafaramanana Juliette	Andratsay
8	Rasoanomenjanahary Vaoharisoa Perline	
9	Razafimananjara Marie Claudine	
10	Rasoanjanahary Vololona	
11	Rasoanirina Evelyne	
12	Randriamampiangry Livianiaina	Vinany
13	Raharimalala Tina Mariette (Ernest)	
14	Andriatahiana Solonandrasana Bertrand	
15	Rakotoarisoa Jean Roger Pascal	
16	Randrianasolo Armand	
17	Rakotoniaina Jean Michel	
18	Rakotonirina Gilbert	
19	Rakotonirina Joseph	
20	Razafindranaivoalisoa Malalatiiana Verosoa	Andratsay
21	Rasoanjanahary Vololona	
22	Randriamampiangry Livianiaina	

ANNEXE II : Résultats des analyses effectuées au laboratoire (LRI)

▪ Résultats des analyses de N minéral de l'essai 1 (sols frais)

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 563	1/T1	15,22	4,06	19,28
51 564	1/T2	16,38	2,35	18,74
51 565	1/T3	13,40	4,33	17,72
51 566	1/T4	16,94	1,49	18,44
51 567	1/T5	16,43		
51 568	1/T6	9,17	3,08	12,25
51 569	1/T7	31,14	1,83	32,98
51 570	1/T8	26,69	1,51	28,20
51 571	1/T9	20,85	1,81	22,65
51 572	3/T1	3,33	6,74	10,06
51 573	3/T2	8,32	7,55	15,86
51 574	3/T3	3,50	9,36	12,86
51 575	3/T4	4,55	7,33	11,88
51 576	3/T5	3,13	13,12	16,25
51 577	3/T6	22,31	10,45	32,77
51 578	3/T7	3,56	5,02	8,58
51 579	3/T8	7,54	4,92	12,47
51 580	3/T9	9,31	6,31	15,62
51 581	4/T1	3,96	14,49	18,45
51 582	4/T2	4,37	7,29	11,66
51 583	4/T3	4,65	7,85	12,50
51 584	4/T4	3,71	7,84	11,55
51 585	4/T5	3,91	12,72	16,63
51 586	4/T6	8,33	9,40	17,73
51 587	4/T7	7,00	8,35	15,34
51 588	4/T8	7,48	8,34	15,82
51 589	4/T9	15,26	6,67	21,93
51 590	5/T1	3,67	8,94	12,61
51 591	5/T2	4,74	6,35	11,09
51 592	5/T3	4,91	5,53	10,44
51 593	5/T4	2,70	9,00	11,70
51 594	5/T5	4,17	7,92	12,09
51 595	5/T6			
51 596	5/T7	30,78	8,24	39,02
51 597	5/T8	6,40	5,32	11,72
51 598	5/T9	10,03	2,27	12,30
51 599	6/T1	3,37	10,65	14,02
51 600	6/T2	6,53	6,67	13,20
51 601	6/T3	5,68	6,07	11,75
51 602	6/T4	3,45	7,97	11,42

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 603	6/T5	4,30	3,10	7,39
51 604	6/T6	8,01	6,21	14,22
51 605	6/T7	10,69	11,21	21,90
51 606	6/T8	9,95	4,33	14,29
51 607	6/T9	16,67	4,29	20,96
51 608	7/T1	3,39	18,84	22,23
51 609	7/T2	14,59	15,00	29,60
51 610	7/T3	10,59	19,67	30,26
51 611	7/T4	8,56	10,53	19,09
51 612	7/T5	12,13	11,63	23,77
51 613	7/T6	10,16	7,39	17,55
51 614	7/T7	6,02	9,55	15,57
51 615	7/T8	8,54	5,18	13,72
51 616	7/T9	6,38	6,57	12,94
51 617	8/T1	3,21	7,76	10,97
51 618	8/T2	6,13	6,42	12,55
51 619	8/T3	8,53	6,34	14,87
51 620	8/T4	4,47	8,71	13,18
51 621	8/T5	5,24		
51 622	8/T6	5,38	12,86	18,24
51 623	8/T7	5,38	5,36	10,74
51 624	8/T8	5,03	4,34	9,37
51 625	8/T9	12,15	3,94	16,09
51 626	9/T1	6,18	14,98	21,15
51 627	9/T2	5,28	8,54	13,82
51 628	9/T3	10,56	4,24	14,80
51 629	9/T4	15,33	13,04	28,37
51 630	9/T5	6,96	9,44	16,40
51 631	9/T6	15,66	5,12	20,78
51 632	9/T7	13,11	10,15	23,26
51 633	9/T8	9,56	1,44	11,00
51 634	9/T9	10,18	2,09	12,27
51 635	10/T1	4,73	8,51	13,24
51 636	10/T2	12,51	4,28	16,79
51 637	10/T3	10,09	5,12	15,21
51 638	10/T4	5,28	8,28	13,56
51 639	10/T5	5,40	15,46	20,87
51 640	10/T6	14,17	7,90	22,07
51 641	10/T7	7,44	7,10	14,54
51 642	10/T8	11,81	9,04	20,85
51 643	10/T9	15,55	6,59	22,14
51 644	11/T1	9,65	8,71	18,36
51 645	11/T2	13,10	7,17	20,27
51 646	11/T3	10,40	14,62	25,01

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 647	11/T4	7,80	13,79	21,59
51 648	11/T5	9,81	12,66	22,47
51 649	11/T6	10,86	12,95	23,81
51 650	11/T7	8,80	10,82	19,62
51 651	11/T8	11,30	5,80	17,10
51 652	11/T9	12,30	5,64	17,94
51 653	12/T1	5,17	7,50	12,66
51 654	12/T2	4,66	7,16	11,81
51 655	12/T3	9,49	10,77	20,26
51 656	12/T4	2,83	7,62	10,44
51 657	12/T5	7,37	9,62	16,99
51 658	12/T6	12,95	13,88	26,84
51 659	12/T7	6,57	10,12	16,69
51 660	12/T8	9,02	6,30	15,32
51 661	12/T9	15,88	5,21	21,09
51 662	13/T1	1,83	17,89	19,72
51 663	13/T2	5,64	14,23	19,87
51 664	13/T3	6,25	12,22	18,47
51 665	13/T4	8,02	21,02	29,04
51 666	13/T5	6,08	17,02	23,10
51 667	13/T6	11,03	12,82	23,85
51 668	13/T7	5,10	2,09	7,20
51 669	13/T8	5,44	6,53	11,97
51 670	13/T9	6,36	8,12	14,49
51 671	14/T1	3,27	7,82	11,09
51 672	14/T2	3,83	4,92	8,75
51 673	14/T3	10,20	7,42	17,62
51 674	14/T4	5,02	16,87	21,89
51 675	14/T5	8,60	8,65	17,25
51 676	14/T6	10,33	10,74	21,07
51 677	14/T7	4,89	12,40	17,30
51 678	14/T8	5,89	9,29	15,18
51 679	14/T9	8,69	4,09	12,79
51 680	15/T1	8,38	3,53	11,91
51 681	15/T2	16,03	6,57	22,59
51 682	15/T3	16,51	2,83	19,35
51 683	15/T4	5,14	3,11	8,25
51 684	15/T5	24,21	7,87	32,08
51 685	15/T6	9,17	1,57	10,75
51 686	15/T7	6,25	4,09	10,34
51 687	15/T8	5,56	4,41	9,97
51 688	15/T9	9,17	1,66	10,84
51 689	16/T1	3,73	13,95	17,69
51 690	16/T2	1,46	6,83	8,29

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 691	16/T3	1,58	10,67	12,25
51 692	16/T4	0,22	11,47	11,69
51 693	16/T5	0,67	0,22	0,89
51 694	16/T6	6,61	5,37	11,98
51 695	16/T7	3,60	9,04	12,64
51 696	16/T8	3,81	5,03	8,83
51 697	16/T9	5,66	2,79	8,46
51 698	17/T1	2,09	13,26	15,35
51 699	17/T2	6,51	5,76	12,27
51 700	17/T3	1,30	8,39	9,70
51 701	17/T4	1,60	12,94	14,53
51 702	17/T5	2,35	9,86	12,22
51 703	17/T6	2,70		
51 704	17/T7	2,39	5,90	8,29
51 705	17/T8	3,38	4,66	8,04
51 706	17/T9	2,94	1,87	4,81
51 707	18/T1	1,88	9,97	11,85
51 708	18/T2	4,15	4,42	8,57
51 709	18/T3	7,30	4,20	11,50
51 710	18/T4	2,84	9,16	12,00
51 711	18/T5	4,14	11,49	15,62
51 712	18/T6	4,55	5,03	9,57
51 713	18/T7	4,36	11,85	16,21
51 714	18/T8	2,40	6,55	8,95
51 715	18/T9	4,01	4,79	8,80
51 716	19/T1	1,43	14,29	15,71
51 717	19/T2	11,89	8,27	20,15
51 718	19/T3	8,66	15,82	24,48
51 719	19/T4	4,55	7,94	12,49
51 720	19/T5	2,57		
51 721	19/T6	4,22	8,36	12,58
51 722	19/T7	6,60	7,36	13,96
51 723	19/T8	0,47	5,16	5,63
51 724	19/T9	2,61	4,34	6,95
51 725	20/T1	3,45	9,00	12,45
51 726	20/T2	1,93	9,41	11,33
51 727	20/T3	1,96	6,67	8,63
51 728	20/T4	2,48	5,90	8,38
51 729	20/T5	1,63		
51 730	20/T6	4,68	6,43	11,10
51 731	20/T7	1,69	7,48	9,17
51 732	20/T8	2,21	6,89	9,10
51 733	20/T9	2,80	6,36	9,16

- Résultats des analyses de N minéral de l'essai 2 (sols frais)

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 734	21/Rep1/T1'	2,74	4,27	7,01
51 735	21/Rep2/T1'	5,41	6,82	12,24
51 736	21/Rep3/T1'	0,72	10,78	11,50
51 737	21/Rep4/T1'			
51 738	21/Rep1/T2'	9,20	10,75	19,94
51 739	21/Rep2/T2'	7,30	8,48	15,78
51 740	21/Rep3/T2'	7,13	10,25	17,38
51 741	21/Rep4/T2'	17,89	8,35	26,23
51 742	21/Rep1/T3'	12,21	4,88	17,09
51 743	21/Rep2/T3'	9,79	4,32	14,11
51 744	21/Rep3/T3'	5,26	9,27	14,52
51 745	21/Rep4/T3'	8,46	6,39	14,85
51 746	21/Rep1/T4'	1,45	16,87	18,31
51 747	21/Rep2/T4'	0,99	12,65	13,64
51 748	21/Rep3/T4'	4,02	10,42	14,44
51 749	21/Rep4/T4'	1,65	10,17	11,82
51 750	21/Rep1/T5'	11,45	8,08	19,53
51 751	21/Rep2/T5'	4,40	4,41	8,81
51 752	21/Rep3/T5'	8,43	10,92	19,36
51 753	21/Rep4/T5'	4,14	11,78	15,92
51 754	21/Rep1/T6'	7,44	17,97	25,41
51 755	21/Rep2/T6'	9,82	8,45	18,27
51 756	21/Rep3/T6'	6,82	13,63	20,45
51 757	21/Rep4/T6'	13,18	5,48	18,66
51 758	21/Rep1/T7'	7,64	18,73	26,37
51 759	21/Rep2/T7'	3,26	12,33	15,58
51 760	21/Rep3/T7'	1,36	12,69	14,05
51 761	21/Rep4/T7'	3,39	14,70	18,09
51 762	21/Rep1/T8'	17,12	10,32	27,44
51 763	21/Rep2/T8'	8,88	13,70	22,57
51 764	21/Rep3/T8'	9,37	12,33	21,71
51 765	21/Rep4/T8'	14,61	5,44	20,04
51 766	21/Rep1/T9'	9,74	12,60	22,34
51 767	21/Rep2/T9'	10,67	13,53	24,20
51 768	21/Rep3/T9'	6,72	6,94	13,66
51 769	21/Rep4/T9'	14,59	8,94	23,52
51 770	21/Rep1/T10'	11,30	7,92	19,22
51 771	21/Rep2/T10'	5,55	15,80	21,35
51 772	21/Rep3/T10'	10,25	18,90	29,15
51 773	21/Rep4/T10'	2,49	5,71	8,20
51 774	21/Rep1/T11'	9,23	7,15	16,37
51 775	21/Rep2/T11'	9,82	12,42	22,25

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 776	21/Rep3/T11'	7,13	14,15	21,28
51 777	21/Rep4/T11'	7,79	8,05	15,84
51 778	21/Rep1/T12'	4,32	12,38	16,70
51 779	21/Rep2/T12'	8,00		
51 780	21/Rep3/T12'	12,13		
51 781	21/Rep4/T12'	9,87	4,77	14,64
51 782	22/Rep1/T1'	8,39	8,12	16,51
51 783	22/Rep2/T1'	6,38	3,91	10,29
51 784	22/Rep3/T1'	4,57	4,59	9,17
51 785	22/Rep4/T1'	5,64	6,78	12,42
51 786	22/Rep1/T2'	6,73	7,05	13,78
51 787	22/Rep2/T2'	9,43	6,52	15,96
51 788	22/Rep3/T2'	9,30	5,68	14,98
51 789	22/Rep4/T2'	4,06	5,61	9,67
51 790	22/Rep1/T3'	10,50	7,53	18,03
51 791	22/Rep2/T3'	10,42	6,05	16,46
51 792	22/Rep3/T3'	10,38	6,52	16,90
51 793	22/Rep4/T3'	8,40	4,66	13,07
51 794	22/Rep1/T4'	7,96	10,32	18,28
51 795	22/Rep2/T4'	8,16	4,50	12,67
51 796	22/Rep3/T4'	10,11	7,90	18,01
51 797	22/Rep4/T4'	6,92	4,11	11,03
51 798	22/Rep1/T5'	8,48	10,20	18,69
51 799	22/Rep2/T5'	9,22	6,91	16,13
51 800	22/Rep3/T5'	11,30	4,75	16,05
51 801	22/Rep4/T5'	9,97	8,06	18,03
51 802	22/Rep1/T6'	10,35	5,16	15,51
51 803	22/Rep2/T6'	9,60	6,61	16,22
51 804	22/Rep3/T6'	10,14	6,79	16,93
51 805	22/Rep4/T6'	10,53	8,73	19,27
51 806	22/Rep1/T7'	10,33	5,18	15,51
51 807	22/Rep2/T7'	7,47	8,77	16,24
51 808	22/Rep3/T7'	8,91	9,31	18,22
51 809	22/Rep4/T7'	7,78	5,76	13,54
51 810	22/Rep1/T8'	14,12	5,24	19,36
51 811	22/Rep2/T8'	10,16	7,15	17,31
51 812	22/Rep3/T8'	7,60	5,28	12,88
51 813	22/Rep4/T8'	8,87	7,88	16,75
51 814	22/Rep1/T9'	15,69	7,67	23,36
51 815	22/Rep2/T9'	11,94	2,72	14,66
51 816	22/Rep3/T9'	10,05	4,64	14,69
51 817	22/Rep4/T9'	14,51	8,93	23,44
51 818	22/Rep1/T10'	10,08	8,88	18,95
51 819	22/Rep2/T10'	13,18	4,72	17,90

N° LRI	Codage des échantillons	N-NH ₄ ⁺ (mg kg ⁻¹)	N-NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	N min (mg kg ⁻¹)
51 820	22/Rep3/T10'	10,14	4,80	14,94
51 821	22/Rep4/T10'	8,49	6,10	14,59
51 822	22/Rep1/T11'	10,62	3,97	14,60
51 823	22/Rep2/T11'	7,18	5,66	12,83
51 824	22/Rep3/T11'	13,04	5,59	18,63
51 825	22/Rep4/T11'	12,79	5,97	18,77
51 826	22/Rep1/T12'	13,39	4,94	18,33
51 827	22/Rep2/T12'	12,39	9,48	21,87
51 828	22/Rep3/T12'	10,45	8,37	18,81
51 829	22/Rep4/T12'	7,77	4,33	12,10

▪ **Autres résultats des analyses de sols de l'essai n°1 (sols secs)**

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
51 830	1/T1	4,97	4,53	1,17
51 831	1/T2	4,9	4,48	215,41
51 832	1/T3	5,38	4,7	345,58
51 833	1/T4			
51 834	1/T5	5,39	4,54	148,74
51 835	1/T6	5,47	4,63	527,62
51 836	1/T7	5,29	4,33	2,46
51 837	1/T8	5,52	4,18	98,40
51 838	1/T9			
51 839	3/T1	5,05	4,25	5,17
51 840	3/T2	4,98	4,42	98,43
51 841	3/T3			266,86
51 842	3/T4	5,51	4,24	29,07
51 843	3/T5	4,8	4,41	109,46
51 844	3/T6	5,25	4,61	320,89
51 845	3/T7	5,55	4,27	3,61
51 846	3/T8	5,26	4,56	229,18
51 847	3/T9			
51 848	4/T1	4,82	4,15	3,42
51 849	4/T2	4,87	4,27	168,93
51 850	4/T3	5,12	4,47	424,05
51 851	4/T4	4,93	4,17	4,06
51 852	4/T5	4,68	4,25	81,46
51 853	4/T6	5,35	4,45	280,33
51 854	4/T7	4,76	4,27	4,18
51 855	4/T8	4,79	4,26	95,55
51 856	4/T9	5,15	4,6	411,47
51 857	5/T1	4,77	4,24	5,44

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
51 858	5/T2	5,27	4,34	47,29
51 859	5/T3	5,2	4,54	313,62
51 860	5/T4	4,96	4,25	12,12
51 861	5/T5	5,15	4,31	78,32
51 862	5/T6	5,45	4,73	327,02
51 863	5/T7	5,35	4,31	6,38
51 864	5/T8	5,42	4,31	72,82
51 865	5/T9	4,81	4,46	287,17
51 866	6/T1	4,63	4,22	2,42
51 867	6/T2	5,23	4,46	242,73
51 868	6/T3	5,11	4,71	443,15
51 869	6/T4	4,73	4,28	
51 870	6/T5	4,79	4,38	137,82
51 871	6/T6	5,38	4,71	285,86
51 872	6/T7	4,81	4,19	2,91
51 873	6/T8	4,97	4,58	165,94
51 874	6/T9	5,37	4,74	438,77
51 875	7/T1	4,79	4,27	4,03
51 876	7/T2			89,28
51 877	7/T3	5,04	4,07	19,60
51 878	7/T4	4,85	4,32	241,88
51 879	7/T5	4,85	4,01	79,35
51 880	7/T6	4,7	3,75	201,14
51 881	7/T7	4,96	3,96	8,75
51 882	7/T8	5,2	4,12	188,48
51 883	7/T9			188,24
51 884	8/T1	5,35	4,41	0,94
51 885	8/T2	5,03	4,63	211,99
51 886	8/T3	5,2	4,64	226,29
51 887	8/T4	5,57	4,31	1,31
51 888	8/T5	5,17	4,66	1,43
51 889	8/T6	5,37	4,57	225,35
51 890	8/T7			
51 891	8/T8			
51 892	8/T9			
51 893	9/T1	4,58	4,14	1,29
51 894	9/T2	4,63	4,17	88,46
51 895	9/T3	5,15	4,43	573,90
51 896	9/T4	4,7	4,12	2,40
51 897	9/T5	5,13	4,23	187,64
51 898	9/T6	5,6	4,36	390,71
51 899	9/T7			
51 900	9/T8	5,26	4,47	523,91
51 901	9/T9			

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
51 902	10/T1	5,02	4,11	3,35
51 903	10/T2	4,76	4,33	210,72
51 904	10/T3	5,31	4,52	495,60
51 905	10/T4	4,83	4,17	59,57
51 906	10/T5	5,28	4,21	151,66
51 907	10/T6	5,08	4,51	449,80
51 908	10/T7	5,15	4,23	4,84
51 909	10/T8	4,72	4,17	102,29
51 910	10/T9	5,55	4,38	437,09
51 911	11/T1	4,86	4,15	4,00
51 912	11/T2	4,79	4,25	203,65
51 913	11/T3	5,07	4,48	354,87
51 914	11/T4	4,81	4,1	2,75
51 915	11/T5	4,63	4,15	97,31
51 916	11/T6	5,01	4,36	270,23
51 917	11/T7	5,04	4,18	2,62
51 918	11/T8	4,98	4,22	240,74
51 919	11/T9	4,97	4,41	315,26
51 920	12/T1	5,44	4,37	2,85
51 921	12/T2	5,41	5,21	62,25
51 922	12/T3	5,32	4,46	280,21
51 923	12/T4	5,25	4,27	3,72
51 924	12/T5	5,32	4,58	130,65
51 925	12/T6	5,62	4,23	75,89
51 926	12/T7	4,95	4,31	5,31
51 927	12/T8	5,56	4,37	233,23
51 928	12/T9	5,89	4,61	267,08
51 929	13/T1	4,89	4,25	1,38
51 930	13/T2	4,87	4,25	93,90
51 931	13/T3	4,81	4,49	287,99
51 932	13/T4	4,91	4,32	1,54
51 933	13/T5	4,85	4,56	82,67
51 934	13/T6	4,89	4,45	174,91
51 935	13/T7	4,93	4,26	15,56
51 936	13/T8	5,47	4,33	78,04
51 937	13/T9			97,26
51 938	14/T1	5,37	4,15	4,76
51 939	14/T2	4,9	4,17	24,99
51 940	14/T3	5,42	4,08	198,85
51 941	14/T4	4,93	4,15	3,03
51 942	14/T5	5,09	4,31	208,19
51 943	14/T6	5,21	4,15	141,86
51 944	14/T7	4,78	4,2	3,08
51 945	14/T8	5,08	4,18	119,30

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
51 946	14/T9			
51 947	15/T1	5,38	4,3	16,71
51 948	15/T2	5,71	4,39	2,83
51 949	15/T3	5,29	4,43	144,12
51 950	15/T4	5,61	4,43	2,50
51 951	15/T5	4,98	4,78	71,25
51 952	15/T6	5,46	4,49	150,70
51 953	15/T7	5,23	4,23	1,92
51 954	15/T8	5,04	4,42	26,79
51 955	15/T9	5,48	4,65	113,62
51 956	16/T1	4,75	4,18	9,75
51 957	16/T2	5,05	4,49	399,65
51 958	16/T3	5,1	4,16	139,66
51 959	16/T4	5,14	4,31	2,61
51 960	16/T5	4,79	4,37	152,67
51 961	16/T6	4,99	4,45	191,94
51 962	16/T7	5,03	3,95	46,51
51 963	16/T8	4,69	4,19	40,01
51 964	16/T9	5,22	4,35	191,40
51 965	17/T1	4,94	4,14	20,55
51 966	17/T2			84,60
51 967	17/T3	5,38	4,26	311,24
51 968	17/T4	5,03	4,12	3,13
51 969	17/T5	4,94	4,14	119,98
51 970	17/T6	5,34	4,09	169,77
51 971	17/T7	5,11	3,98	3,81
51 972	17/T8	5,05	4,15	62,13
51 973	17/T9	5,22	4,31	266,16
51 974	18/T1	4,65	4,14	2,96
51 975	18/T2	4,8	4,15	65,05
51 976	18/T3	5,01	4,46	206,50
51 977	18/T4	4,76	4,18	0,99
51 978	18/T5	5,33	4,31	123,24
51 979	18/T6	4,79	4,13	135,01
51 980	18/T7	4,77	4,16	1,33
51 981	18/T8	4,87	4,08	37,65
51 982	18/T9	4,95	4,28	222,43
51 983	19/T1	4,97	4,14	1,68
51 984	19/T2	4,78	4,26	52,62
51 985	19/T3	5,25	4,23	212,96
51 986	19/T4			
51 987	19/T5	4,91	4,17	73,57
51 988	19/T6	5,15	4,22	309,08
51 989	19/T7			

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
51 990	19/T8	4,96	4,23	90,03
51 991	19/T9	5,16	4,25	206,97
51 992	20/T1	5,22	4,15	1,34
51 993	20/T2	5,1	4,17	43,91
51 994	20/T3	5,8	4,34	349,45
51 995	20/T4	5,46	4,24	65,15
51 996	20/T5	5,61	4,21	22,14
51 997	20/T6	5,67	4,55	327,61
51 998	20/T7	4,86	4,16	0,62
51 999	20/T8			
52 000	20/T9	5,25	3,91	1,29

▪ **Autres résultats des analyses de sols de l'essai 2 (sols secs)**

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
52 001	21/Rep1/T1'	2,43	5,73	0,73
52 002	21/Rep2/T1'	2,30	6,33	0,58
52 003	21/Rep3/T1'	4,30	5,14	0,39
52 004	21/Rep4/T1'	2,00	6,26	1,25
52 005	21/Rep1/T2'	30,85	5,75	0,56
52 006	21/Rep2/T2'	221,49	5,64	0,5
52 007	21/Rep3/T2'	137,73	5,02	0,31
52 008	21/Rep4/T2'	208,83	5,81	0,51
52 009	21/Rep1/T3'	366,24	6,1	1,02
52 010	21/Rep2/T3'	445,12	5,34	0,57
52 011	21/Rep3/T3'	156,22	5,26	0,61
52 012	21/Rep4/T3'	289,85	5,66	0,54
52 013	21/Rep1/T4'	3,93	4,79	0,71
52 014	21/Rep2/T4'	2,53	4,75	0,59
52 015	21/Rep3/T4'	3,27	5,25	1,06
52 016	21/Rep4/T4'	2,71	5,07	0,83
52 017	21/Rep1/T5'	227,83	5,85	1,59
52 018	21/Rep2/T5'	132,62	5,06	0,71
52 019	21/Rep3/T5'	186,07	5,58	1,3
52 020	21/Rep4/T5'	34,11	5,23	0,97
52 021	21/Rep1/T6'	281,57	5,13	0,76
52 022	21/Rep2/T6'	325,05	4,85	0,51
52 023	21/Rep3/T6'	228,69	4,96	0,66
52 024	21/Rep4/T6'	374,27	5,1	0,65
52 025	21/Rep1/T7'	3,07	5,19	1
52 026	21/Rep2/T7'	3,25	4,76	0,58
52 027	21/Rep3/T7'			

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
52 028	21/Rep4/T7'	2,59	4,92	0,77
52 029	21/Rep1/T8'	212,68	5	0,76
52 030	21/Rep2/T8'	198,20	4,87	0,73
52 031	21/Rep3/T8'	204,50	4,99	0,79
52 032	21/Rep4/T8'			
52 033	21/Rep1/T9'	253,30		
52 034	21/Rep2/T9'	265,05	5,13	0,67
52 035	21/Rep3/T9'	268,79	5,06	0,66
52 036	21/Rep4/T9'	301,11	4,96	0,48
52 037	21/Rep1/T10'	5,40		
52 038	21/Rep2/T10'	2,03		
52 039	21/Rep3/T10'	2,57	5,86	0,46
52 040	21/Rep4/T10'	1,66	5,03	0,63
52 041	21/Rep1/T11'	210,84	5,96	0,3
52 042	21/Rep2/T11'	119,95	6,11	0,7
52 043	21/Rep3/T11'	135,79	6,1	0,7
52 044	21/Rep4/T11'	178,91		
52 045	21/Rep1/T12'	216,83	5,41	0,48
52 046	21/Rep2/T12'	293,33		
52 047	21/Rep3/T12'	260,16	5,47	0,69
52 048	21/Rep4/T12'	268,01	5,99	1,19
52 049	22/Rep1/T1'	3,90	6,27	0,42
52 050	22/Rep2/T1'	7,84	6,45	0,81
52 051	22/Rep3/T1'	3,11	6,15	0,71
52 052	22/Rep4/T1'	6,08	6,35	0,84
52 053	22/Rep1/T2'	271,55	6,34	0,53
52 054	22/Rep2/T2'	77,19		
52 055	22/Rep3/T2'	182,18	5,95	0,75
52 056	22/Rep4/T2'	139,10	5,82	1,08
52 057	22/Rep1/T3'	152,11	5,85	0,63
52 058	22/Rep2/T3'	351,64	6,19	1,03
52 059	22/Rep3/T3'	404,97	6,11	1,06
52 060	22/Rep4/T3'	4,11	6,25	0,7
52 061	22/Rep1/T4'	6,97	5,72	0,38
52 062	22/Rep2/T4'	7,26	5,33	1,11
52 063	22/Rep3/T4'	5,25		
52 064	22/Rep4/T4'	5,89	4,79	0,47
52 065	22/Rep1/T5'	116,10	4,9	0,23
52 066	22/Rep2/T5'	154,42	5,21	0,79
52 067	22/Rep3/T5'	93,04	5,01	0,67
52 068	22/Rep4/T5'	107,32	4,92	0,73
52 069	22/Rep1/T6'	281,63	5,09	0,65
52 070	22/Rep2/T6'	194,46	5,48	1,11
52 071	22/Rep3/T6'	403,67	5,55	0,56

N° LRI	Codage des échantillons	pH _{eau}	pH _{KCl}	P résine (mg kg ⁻¹)
52 072	22/Rep4/T6'	138,74	5,64	0,51
52 073	22/Rep1/T7'	4,16	6,39	1,33
52 074	22/Rep2/T7'	5,36		
52 075	22/Rep3/T7'	10,63	5,29	0,95
52 076	22/Rep4/T7'	4,44	4,93	0,74
52 077	22/Rep1/T8'	297,27	5,59	0,14
52 078	22/Rep2/T8'	161,15	5,34	0,83
52 079	22/Rep3/T8'	70,73	5,75	1,33
52 080	22/Rep4/T8'	200,79	4,86	0,46
52 081	22/Rep1/T9'	128,23	5	0,54
52 082	22/Rep2/T9'	304,87	5,25	0,77
52 083	22/Rep3/T9'	247,75	5,08	0,69
52 084	22/Rep4/T9'	186,85	5,65	1,27
52 085	22/Rep1/T10'			
52 086	22/Rep2/T10'	5,34	6,17	0,33
52 087	22/Rep3/T10'	10,58	6,32	1
52 088	22/Rep4/T10'	15,77	6,36	0,99
52 089	22/Rep1/T11'	46,73	6,16	0,25
52 090	22/Rep2/T11'	80,82	5,59	1,49
52 091	22/Rep3/T11'	62,57	5,45	0,2
52 092	22/Rep4/T11'	174,92	6,04	0,2
52 093	22/Rep1/T12'	122,50	5,92	0,67
52 094	22/Rep2/T12'	169,01	5,79	0,63
52 095	22/Rep3/T12'	382,79	5,6	0,34
52 096	22/Rep4/T12'	296,46	5,82	1,08

- Résultats des analyses des plantes (échantillons composites des répétitions de même traitement (biomasses de l'essai 2))

Codage des échantillons	N total (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)
Compo 21/T1'	25,56	2,03
Compo 21/T2'	22,57	1,80
Compo 21/T3'	22,62	2,12
Compo 21/T4'	23,95	2,10
Compo 21/T5'	21,67	2,10
Compo 21/T6'	22,20	2,22
Compo 21/T7'	26,69	2,03
Compo 21/T8'	20,21	1,66
Compo 21/T9'	23,52	2,57
Compo 21/T10'	26,72	2,08
Compo 21/T11'	17,31	1,63
Compo 21/T12'	17,51	2,34

Codage des échantillons	N total (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)
Compo 22/T1'	22,70	2,96
Compo 22/T2'	22,38	2,19
Compo 22/T3'	21,47	2,08
Compo 22/T4'	22,24	2,02
Compo 22/T5'	21,85	1,94
Compo 22/T6'	21,00	2,54
Compo 22/T7'	23,49	2,07
Compo 22/T8'	24,43	2,14
Compo 22/T9'	21,78	2,75
Compo 22/T10'	19,74	1,89
Compo 22/T11'	20,44	2,26
Compo 22/T12'	20,94	2,10

Légende :

- 1 à 22 : Parcelles 1 à 22
- T1 à T9 : Traitements 1 à 9 appliqués à l'essai 1
- T1' à T12' : Traitements 1 à 12 appliqués à l'essai 2
- Compo 21/T1 à Compo 22/1 2 : Mélanges des échantillons des biomasses aériennes (haricot) des 04 répétitions de chaque traitement (T1 à T12) des parcelles (21 et 22) de l'essai 2
- R1 à R4 : Répétitions 1 à 4.