



UNIL | Université de Lausanne

Unicentre

CH-1015 Lausanne

<http://serval.unil.ch>

---

Year : 2019

## Impacts de la Voie Oxalate-Carbonate sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux (Forêt de Kirindy, Madagascar)

Randevoson Manohiaina Finaritra

Randevoson Manohiaina Finaritra, 2019, Impacts de la Voie Oxalate-Carbonate sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux (Forêt de Kirindy, Madagascar)

Originally published at : Thesis, University of Lausanne

Posted at the University of Lausanne Open Archive <http://serval.unil.ch>

Document URN : urn:nbn:ch:serval-BIB\_CC8A3E984DB55

### **Droits d'auteur**

L'Université de Lausanne attire expressément l'attention des utilisateurs sur le fait que tous les documents publiés dans l'Archive SERVAL sont protégés par le droit d'auteur, conformément à la loi fédérale sur le droit d'auteur et les droits voisins (LDA). A ce titre, il est indispensable d'obtenir le consentement préalable de l'auteur et/ou de l'éditeur avant toute utilisation d'une oeuvre ou d'une partie d'une oeuvre ne relevant pas d'une utilisation à des fins personnelles au sens de la LDA (art. 19, al. 1 lettre a). A défaut, tout contrevenant s'expose aux sanctions prévues par cette loi. Nous déclinons toute responsabilité en la matière.

### **Copyright**

The University of Lausanne expressly draws the attention of users to the fact that all documents published in the SERVAL Archive are protected by copyright in accordance with federal law on copyright and similar rights (LDA). Accordingly it is indispensable to obtain prior consent from the author and/or publisher before any use of a work or part of a work for purposes other than personal use within the meaning of LDA (art. 19, para. 1 letter a). Failure to do so will expose offenders to the sanctions laid down by this law. We accept no liability in this respect.



UNIL | Université de Lausanne

Faculté des Géosciences et de l'Environnement  
Institut des Dynamiques de la Surface Terrestre  
Mention Sciences de l'Environnement



Schweizerische Eidgenossenschaft  
Confédération suisse  
Confederazione Svizzera  
Confederaziun svizra

## **Impacts de la Voie Oxalate-Carbonate sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux (Forêt de Kirindy, Madagascar)**



### **Thèse de doctorat**

présentée à la Faculté des Géosciences et de l'Environnement de l'Université de Lausanne

par

**Manohiaina Finaritra Randevoson**

Titulaire d'un Diplôme d'Études Approfondies en Sciences Agronomiques, Option Eaux et Forêts de l'Université d'Antananarivo (ESSA), Madagascar.

Jury :

Directeur de thèse, Professeur Eric P. Verrecchia

Co-directrice de thèse, Professeure Gabrielle L. Rajoelison

Expert interne, Professeur Suren Erkman

Experte externe, Professeure Herintsitohaina R. Razakamanarivo

Expert externe, Docteur Guillaume Cailleau

Sous la présidence du Professeur Christian Kull

Lausanne, UNIL, 2019



## IMPRIMATUR

Vu le rapport présenté par le jury d'examen, composé de

Président de la séance publique :	M. le Professeur Christian Kull
Président du colloque :	M. le Professeur Christian Kull
Directeur de thèse :	M. le Professeur Eric Verrecchia
Co-directrice de thèse :	Mme la Professeure Gabrielle L. Rajoelison
Expert interne :	M. le Professeur Suren Erkman
Expert externe :	M. le Docteur Guillaume Cailleau
Experte externe :	Mme la Professeure Ramarson H. Razakamanarivo

Le Doyen de la Faculté des géosciences et de l'environnement autorise l'impression de la thèse de

### **Madame Manohiaina Finaritra RANDEVOSON**

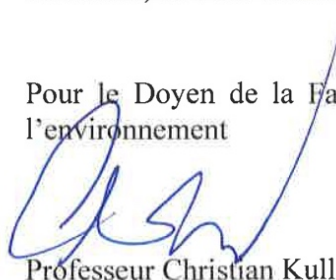
Titulaire d'un  
*Diplôme d'Etudes Approfondies en Sciences Agronomiques  
de l'Université d'Antananarivo*

intitulée

### **Impacts de la voie oxalate-carbonate sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux (forêt de Kirindy, Madagascar)**

Lausanne, le 22 novembre 2018

Pour le Doyen de la Faculté des géosciences et de  
l'environnement



Professeur Christian Kull

## Remerciements

Cette thèse est associée non seulement à des découvertes scientifiques mais également à de très belles rencontres humaines. Par ces quelques lignes, je tenais à adresser ma profonde reconnaissance à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à l'aboutissement de cette belle aventure.

Je commencerais à te remercier Éric, qui, en acceptant de fournir une lettre de support à la Commission Fédérale Suisse de Bourse pour Étranger, m'a permis de réaliser cette recherche en Suisse. Merci de m'avoir reçu dans ton groupe de recherche. Tu as toujours veillé à ce que cette thèse se passe dans les meilleures conditions que ce soit les travaux de terrain, les analyses en laboratoire, et l'environnement au bureau. Merci de m'avoir fait confiance le long de ces quatre années.

Mme Gabrielle, vous étiez présente il y a 10 ans et vous êtes encore là pour moi pour ma thèse. Malgré vos nombreuses responsabilités, vous n'aviez pas cessé de m'aider avec vos conseils et encouragements. Merci pour votre confiance. Veuillez trouver ici ma profonde reconnaissance.

Mme Narivo, l'étude de la VOC à Madagascar n'aurait pas eu lieu sans vous. Merci de m'avoir fait confiance pour poursuivre la recherche qu'on a commencé en 2012. Merci pour votre présence non seulement du point de vue scientifique mais moralement. Je vous remercie pour votre écoute et partage de connaissances. J'espère que cette aventure malgache se poursuivra.

Merci Guillaume. Cette thèse est également ton projet de recherche. Merci pour ton soutien dès le début pour l'écriture du projet en vue de la demande de bourse. Tu es également venu à Madagascar pour la première campagne de terrain pour s'assurer que la VOC est bien présente pour l'arbre choisi. Tu m'as formé sur terrain, en laboratoire et pour les traitements des données. Malgré tes responsabilités, pas nécessairement dans le milieu académique, tu as été toujours présent avec une rigueur scientifique et des pertinentes réflexions mais également avec beaucoup d'amabilité et de compréhension. Merci pour tout.

Un grand Merci également à Stéphanie Grand et David Sebag qui ont consacré du temps pour pousser les réflexions et les discussions. Merci de tout l'intérêt que vous aviez porté pour ma recherche.

Merci au Professeur Suren Erkman qui a témoigné de l'intérêt pour ce travail en acceptant d'examiner la présente étude et de siéger parmi les membres du jury.

Merci au Professeur Christian Kull, pour nous avoir fait l'honneur de présider la soutenance de cette thèse.



Cette étude n'aurait pas eu lieu sans les échantillons de sols prélevés à Madagascar. Merci à ma petite équipe de terrain : Robert, Rajaonary, Lezafy, Jean Louis, Cyril Mamy du Centre National de Formation, d'Etudes et de Recherche en Environnement et Forestier (CNFEREF) de Morondava. Merci également aux personnels du CNFEREF de Morondava et du laboratoire des Radiosotopes (LRI) d'Antananarivo. Misaotra betsaka tamin'ny fanampiana rehetra.

Nombreuses personnes m'ont également aidé en laboratoire. Merci à Laurent, Laetitia, Micaela, Thierry et Jean Claude.

Merci à Nathalie, Magali, Fabienne, Julia, mes sœurs de cœur de Suisse, qui m'ont encouragées, rassurées, réconfortées, aidées. Vous aviez eu plus confiance en moi que moi-même. Je vous aime les filles.

Merci à Mike toujours enthousiaste pour parler de la VOC mais également pleines de bonnes choses plus amusantes.

Dimitri, on a partagé le bureau que peu de temps mais j'ai beaucoup apprécié. Merci pour ta gentillesse.

John, Pascal, mes remerciements vous sont également adressés pour ces moments partagés très conviviaux.

Et tous les donkeys : Gab, Benji, Seb, Gustavo, Inigo, Vjeran, Mathieu, Mike, Anthony, Sassi, Femi, CriCri, Morain, Moctar, Gilles, Nat, Magma, Fab, Nasrin, Renske, Nadja, Joanne, Gelare, Ignes, Elfie, Leanne. Vous êtes parmi mes plus belles rencontres.

Merci à ma famille, qui m'a toujours soutenu dans mes décisions et qui n'ont jamais cessé de témoigner leurs amours. Tiako ianareo.

MERCI à tous et à toutes.

Finaritra

*Lausanne, le 22 Novembre 2018*

## Résumé

La voie oxalate-carbonate (VOC) correspond à une chaîne de processus biogéochimiques, par laquelle l'oxalate, un produit de la photosynthèse, est oxydé par des bactéries oxalotrophes en interaction avec des champignons. Ce processus aboutit à une augmentation substantielle du pH du sol, à la précipitation de carbonate en présence de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ), et peut conduire à une séquestration de carbone à long terme dans le sol. Cette thèse, conduite à Madagascar, a pour but d'évaluer les impacts de la VOC sur les caractéristiques organiques et édaphiques de sols forestiers tropicaux.

Une investigation des espèces associées à la VOC appelés « écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes » a été d'abord entreprise dans des forêts tropicales malgaches. Cet inventaire a permis d'identifier *Tamarindus indica* ou tamarin, localisé dans la forêt dense sèche de Kirindy, comme un arbre-modèle à étudier, cette espèce étant également connue pour produire de grande quantité de d'oxalate. Douze (12) pieds de *T. indica* ont été sélectionnés. Des échantillons de sols, prélevés sur les 15 premiers centimètres, autour des arbres et des sols distants de 15m supposés hors influence des arbres, ont fait l'objet de descriptions et d'analyses. La matière organique des sols (MOS) a été étudiée thermiquement par pyrolyse Rock Eval. Les caractéristiques organiques et physico-chimiques (pH, texture, minéralogie, cations basiques échangeables, capacité d'échange cationique) des sols sous l'influence et hors influence des tamarins ont été comparés.

Il a été démontré que le tamarin modifie les propriétés chimiques des sols, à commencer par une augmentation du pH jusqu'à 2.5 unités comparée aux sols distants caractérisés par des sols autour de la neutralité (pH = 6.5 -7.5) ou acide (pH= 5.8-6.5). Cette modification du pH est accompagnée d'une augmentation des cations échangeables dit basiques ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  et  $\text{K}^+$ ) et de la capacité d'échange cationique (CEC). Les effets de la VOC sont toutefois variables. Le rôle du pH des sols avant l'établissement du tamarin est particulièrement souligné comme facteur influençant l'ampleur de l'augmentation du pH et d'accumulation de  $\text{CaCO}_3$  dans le sol. En outre, les changements induits par l'écosystème oxalogène-oxalotrophe du tamarin semblent être à l'origine de l'accumulation de C organique à un niveau de maturité avancée dans le sol, ceci à travers une stabilisation biogéochimique favorisée par la constitution d'un réservoir de calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{CaCO}_3$ ).

Les résultats de cette thèse apportent par conséquent une meilleure compréhension de la VOC et confirme les effets drastiques de ce processus sur les propriétés du sol. L'intégration des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes dans les systèmes agroforestiers destinés à combattre l'acidité et la pauvreté en nutriments des sols tropicaux est donc recommandée. Cette valorisation nécessite toutefois d'évaluer les dimensions agronomiques, socio-économiques et environnementales pour une meilleure adoption des pratiques.

Enfin, la présence de carbonate de calcium, précipité à partir d'un processus naturel et dont le temps de résidence dans les sols est de l'ordre de  $10^4$  -  $10^6$  ans, pourrait constituer une solution à long terme prometteuse dans le contexte mondial de la lutte contre les changements climatiques. Ces arbres associés à la VOC peuvent alors être recommandés pour des programmes de reboisement à grande échelle.

## Abstract

The Oxalate-Carbonate Pathway (OCP) is a process by which oxalate, a photosynthetic product, is oxidized by soil oxalotrophic bacteria in interaction with Fungi. This process results in a local soil alkalization, calcium carbonate precipitation, and possibly can lead to a long-term soil carbon sequestration. The present research, carried out in Madagascar, aimed to assess the impacts of OCP on edaphic and organic characteristics of tropical forest soils.

An investigation of tree species associated with OCP, and called "oxalogenic-oxalotrophic ecosystems", was first undertaken in Malagasy forests. This inventory allowed *Tamarindus indica* (Fabaceae) or tamarind tree to be identified. It is located in the dry deciduous forest of Kirindy, and used as a tree-model to be studied. Tamarind is also known to produce a large amount of oxalate.

The OCP was investigated around twelve large-sized Tamarinds. Soil profiles were dug around each tree. In addition, one profile was sampled 15 m away as a reference soil. Samples from the first 15 cm of all the different soils were taken and analyzed in the lab. The organic matter component was studied thermally using Rock-Eval pyrolysis. The organic matter and soil physicochemical characteristics (pH, soil texture, mineralogy, exchangeable basic cations, cation exchange capacity) under the influence and out of influence of tamarinds were compared.

Tamarind has been shown to modify the soil chemistry, starting with an increase in pH up to 2.5 units compared to distant soils which are neutral (pH = 6.5 -7.5) or acidic (pH = 5.8-6.5). This change in pH is accompanied by an increase in exchangeable alkaline cations ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  and  $\text{K}^{+}$ ) and cation exchange capacity (CEC). The OCP effects are however variable. The role of soil pH before OCP settlement is particularly emphasized as an important factor accounting for the extent of pH increase and the amount of carbonate accumulation. Moreover, the changes induced by the tamarind oxalogenic-oxalotrophic ecosystem seems to be at the origin of the accumulation of some refractory carbon in soils, through a biogeochemical stabilization favored by the presence of a calcium pool ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{CaCO}_3$ ).

The results of this research provide a better understanding of the OCP and confirm the drastic effects of this process on soil properties. The integration of oxalogenic-oxalotrophic ecosystems in agroforestry systems for counteracting acidity and nutrient depletion in tropical soils is recommended. However, this valorization requires assessing the agronomic, socio-economic and environmental aspects for best adoption of these practices.

Finally, the natural formation of such calcium carbonate accumulations in soils, with a residence time in soil in the order of magnitude of  $10^4$  -  $10^6$  years, can provide a promising long-term solution for  $\text{CO}_2$  sequestration in the global context of tackling climate change.

Trees associated to OCP could thus be recommended for large-scale reforestation programs.

Table des matières	
Résumé .....	i
Abstract.....	iii
Liste des figures .....	ix
Liste des tableaux.....	xi
1. Introduction générale .....	1
1.1 La voie oxalate-carbonate (voc) : le processus .....	2
1.2 Les acteurs .....	4
1.2.1 L'arbre: producteur d'oxalate.....	4
1.2.2 Les sources de calcium .....	4
1.2.3 Rôles des bactéries oxalotrophes.....	5
1.2.4 Importance multiple des champignons .....	6
1.3 Les conditions de détection de la VOC .....	6
1.4 Les implications de la VOC.....	7
1.5 Les écosystèmes oxalogène-oxalotrophes identifiés.....	7
2. Méthodologie générale .....	9
2.1 Problématique .....	9
2.2 Objectifs et hypothèses de recherche .....	12
2.3 Matériels et méthodes .....	13
2.3.1 Matériels.....	13
2.3.1.1 Site d'étude .....	13
a.Conditions géologiques.....	13
b.Types de sols.....	14
c.Conditions climatiques .....	14
d.Végétation.....	14
2.3.1.2 L'espèce étudiée : <i>Tamarindus indica</i> .....	14
2.3.2 Méthodes .....	16
2.3.2.1 Observations de la présence de la VOC.....	16
2.3.2.2 Méthodes d'échantillonnage .....	17
a.Litière .....	17
b.Sols .....	17
2.3.2.3 Analyses en laboratoire .....	18
a. Mesure pH .....	19
b. Granulométrie .....	19
c. Minéralogie .....	19
d. Capacité d'échange cationique (CEC) et cations basiques échangeables.....	20
e. Dosage des oxalates des litières.....	20

f. Pyrolyse Rock Eval.....	20
3. Résultats.....	22
3.1 Investigation sur la voie oxalate carbonate en forêts tropicales malgaches : la potentielle contribution de <i>Tamarindus indica</i> .....	22
3.1 Investigation on the oxalate-carbonate pathway in malagasy tropical forests: the potential contribution of <i>Tamarindus indica</i> .....	22
Abstract .....	22
3.1.1 Introduction.....	23
3.1.2 Materials and Methods.....	24
3.1.2.1 Species and site selection .....	24
3.1.2.2 Field screening.....	24
3.1.2.3 Soil analysis .....	26
3.1.2.4 Tree tissue observations.....	27
3.1.2.5 Enzymatic oxalate analysis .....	27
3.1.2.6 Identification of oxalotrophy.....	27
3.1.3 Results .....	27
3.1.3.1 Field observations.....	27
3.1.3.2 Soil variables associated with malagasy ocp species in the study sites .....	28
3.1.3.3 <i>Tamarindus indica</i> observations .....	30
3.1.4 Discussion .....	31
3.1.4.1 Active OCP species in malagasy sites .....	31
3.1.4.2 Variability of malagasy ocp species effects on soil.....	35
3.1.4.3 Biomineralisation in tamarindus indica tissues.....	36
3.1.5 Conclusion.....	37
3.2 Les caractéristiques édaphiques initiales et leur influence sur l'efficacité de la voie oxalate-carbonate.....	38
Résumé.....	38
3.2.1 Introduction.....	38
3.2.2 Matériels et Méthodes.....	39
3.2.3 Résultats .....	40
3.2.3.1 Le pH.....	41
3.2.3.2 La granulométrie.....	41
3.2.3.3 La minéralogie.....	41
3.2.3.4 Le carbone organique total (COT) .....	44
3.2.3.5 La capacité d'échange cationique (CEC) et cations basiques échangeables ....	45
3.2.3.6 L'oxalate des litières .....	47
3.2.3.7 Étude comparative entre sites.....	47



A. Les sols contrôles .....	47
B. Sous les tamarins .....	48
3.2.3.8 Comparaison des conditions édaphiques avec et sans l'influence de l'écosystème oxalogène - oxalotrophe.....	49
A. Le pH H <sub>2</sub> O des sols .....	49
B. La granulométrie.....	49
C. Formation du carbonate de calcium.....	49
D. Carbone organique total (COT).....	49
E. CEC et cations basiques échangeables .....	52
F. Représentation multivariée des différences entre sols hors et sous l'influence des tamarins .....	52
3.2.4 Discussion.....	54
3.2.4.1 Les paramètres intrinsèques à la zone d'étude et leurs effets .....	54
a. Influence du pH <sub>H<sub>2</sub>O</sub> avant l'établissement des tamarins .....	54
b. Influence de la granulométrie .....	55
3.2.4.2 Variabilité du ph d'origine et l'homogénéisation du ph actuel .....	56
3.2.4.3 <i>Tamarindus indica</i> : un écosystème oxalogène-oxalotrophe efficace .....	59
3.2.4.4 Voie oxalate-carbonate : une stratégie d'adaptation ? .....	61
3.2.5 Conclusions.....	63
3.3 Quantité, Qualité et Stabilité thermique du carbone organique du sol sous l'influence de la voie oxalate-carbonate. ....	65
3.3.1 Introduction.....	65
3.3.2 Méthodologie.....	66
3.3.2.1 Matériels .....	66
3.3.2.2 Méthodes .....	67
a. Échantillonnage.....	67
b. Pyrolyse rock eval (RE).....	67
c. Traitement statistique.....	67
3.3.3 Résultats .....	68
3.3.3.1 Quantité de carbone organique du sol .....	68
a. Carbone organique total (COT) .....	68
b. Carbone minéral (MINC).....	70
3.3.3.2 Qualité globale du carbone organique du sol.....	72
3.3.3.3 Stabilité thermique du carbone organique du sol.....	74
3.3.3.4 Analyse comparative.....	76
a. Les sols de références : savane et forêt .....	77
b. Les sols distants et les sols de référence.....	77

c. Sous l'influence de l'iroko .....	78
d. Sous l'influence du tamarin.....	78
3.3.4 Discussion.....	79
3.3.4.1 Du carbone organique et inorganique .....	79
3.3.4.2 Composition chimique globale du COS.....	80
3.3.4.3 Stabilité thermique du COS.....	81
3.3.4.4 Limites pour l'étude de la cos dans le contexte de la voc .....	83
3.3.5 Conclusion .....	83
3.4 Écosystème oxalogène - oxalotrophe dans le contexte agroforestier : un écosystème fournisseur de services .....	85
3.4.1 Contexte et objectifs .....	85
3.4.2 Le système agroforestier et le tamarin .....	86
3.4.2.1 Modèle du système agroforestier .....	86
3.4.2.2 Impacts agronomiques.....	88
3.4.2.3 Impacts sociaux et économiques .....	89
a. Aspects sociaux.....	89
b. Aspects économiques.....	90
3.4.2.4 Impacts environnementaux .....	91
3.4.3 Conclusion .....	92
4. Discussion générale .....	93
4.1 Synthèse.....	93
4.2 Atouts, limites et perspectives de recherches.....	96
5. Conclusion générale .....	100
6. Références.....	102
7. Annexes .....	118
7.1 Glossaire .....	118
7.2 Diamètre espèces identifiées, dosage calcaire total et pH .....	120
7.2.1 Majunga et sakaraha.....	120
7.2.2 Morondava.....	121
7.3 Données physico-chimiques des échantillons du sols.....	122
7.3.1 site 1 .....	122
7.3.2 site 2.....	123
7.3.3 site 3 .....	124
7.3.4 site 4 .....	125
7.4 Données de pyrolyse Rock Eval .....	126
7.4.1 Sols sous savane .....	126
7.4.2 Sols sous forêt.....	127

7.4.3 Sols influencés et distants de <i>Milicia excelsa</i> (iroko) .....	128
7.4.4 Sols influencés et distants du <i>Tamarindus indica</i> (tamarin) .....	129
7.6 Description de profils pédologiques.....	133
7.5 Description générale des espèces associées à la VOC identifiées à Madagascar .....	137
7.6 Espèces inventoriées autour des tamarins.....	138

## Liste des Figures

Figure 1.1: Représentation schématique de la voie oxalate-carbonate.....	3
Figure 1.2: Représentation simplifiée des différents réservoirs, compartiments, sources, et pertes de Ca dans un écosystème sous l'influence de la voie oxalate-carbonate.....	5
Figure 2.1: A. Répartition des types de couvert forestier, B. Répartition des types de sols, C. Les différents types de climats.....	11
Figure 2.2: Localisation de la forêt de Kirindy.....	13
Figure 2.3: Exemple de Pieds de <i>Tamarindus indica</i> étudiés à Kirindy.....	15
Figure 2.4: Localisation des tamarins testés et des douze arbres sélectionnés.....	17
Figure 2.5: Dispositif d'observations et d'échantillonnage des sols sous les arbres et des sols contrôles.....	18
Figure 2.6: Échantillonnage de la litière avec le cadre métallique 50cmx50cm avant creusement d'une fosse contrôle.....	18
Figure 3.1: Location map of four study sites in Madagascar.....	26
Figure 3.2: Box plot graphs displaying edaphic variables : pH and CaCO <sub>3</sub> associated with OCP from adjacent and control (5m distance from the tree) soils at Sakaraha, Morondava and Majunga, where active OCP species were identified.....	30
Figure 3.3: Calcium oxalate crystals observed in <i>Tamarindus indica</i> bark tissues using scanning electron microscopy (SEM).....	32
Figure 3.4: Calcium carbonate observed in <i>Tamarindus indica</i> bark tissues and associated soil using a scanning electron microscopy (SEM).....	33
Figure 3.5: Root of <i>Tamarindus indica</i> showing white tissue (CaCO <sub>3</sub> ).....	34
Figure 3.6: Clear zones obtained during oxalate assimilation by oxalotropic bacteria.....	35
Figure 3.7: Schéma synthétique montrant les différents facteurs dont les variations d'intensité peuvent limiter l'accumulation de carbonate dans les sols sous l'arbre oxalogène-oxalotrophe.....	40
Figure 3.8: Boxplots montrant la distribution du pH des sols.....	42
Figure 3.9: Diagramme ternaire de la distribution des classes granulométriques des sols contrôles et sous l'influence des tamarins par site en fonction des arbres qui constituent le site.....	43
Figure 3.10: Résultats minéralogiques pour chaque profondeur en pourcentage relatif sur les sols totaux des sols contrôles et sols influencés par les tamarins pour chaque arbre associé à chaque site.....	44
Figure 3.11: Boxplots de distribution de carbone organique total des sols.....	45
Figure 3.12: Variation de : A. pH ; B. CaCO <sub>3</sub> (%) ; C. COT (%) ; D. CEC (cmol <sub>c+</sub> /kg) ; E. Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg) ; F. Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg) ; G. K <sup>+</sup> (cmol/kg) obtenues par groupement des arbres par site. La ligne noire correspond à la médiane.....	50

Figure 3.13: Comparaison des classes granulométriques de sols contrôles et sols influencés par les tamarins. La texture est homogène (pôle limono-sableux) en ce qui concerne les sols sous les arbres.....	51
Figure 3.14: Présence de carbonate de calcium dans le sol et sur les racines.....	51
Figure 3.15: Résultats de l'ACP pour les échantillons de sols prélevés sous les arbres et les sols contrôles.....	53
Figure 3.16: Variations du pH des sols contrôles associés à chaque arbre.....	58
Figure 3.17: Distribution de la teneur en oxalate trouvée dans les litières des sites de sols sous les tamariniers.....	60
Figure 3.18: Diagramme COT(%) en fonction CP(%) de sols.....	68
Figure 3.19: 1-6 : Variation du TOC (%), 7-12 : Variation du CP(%), 13-18 : Variation du CR(%), 19-24: Variation du rapport CP/CR des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'influence de l'iroko, distant du tamarin, sous l'influence du tamarin.....	69
Figure 3.20: Diagramme MINC (%) en fonction du COT (%) des sols.....	71
Figure 3.21: Variation du rapport COT/MINC (%) , 7-12 : Variation du TOC (%), 13-18 : Variation du MINC (%) des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant et sous l'influence de l'iroko, et hors et sous l'influence du tamarin.....	72
Figure 3.22: Diagramme IH(mg HC/g Corg) en fonction de OI (mg CO <sub>2</sub> /g Corg) des sols.....	73
Figure 3.23: 1-6 :Variation du rapport IH/OI des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'influence de l'iroko, distant du tamarin et sous l'influence du tamarin.....	74
Figure 3.24: Diagramme I-index en fonction de R-index.....	75
Figure 3.25: 1-6 Variation de I- index. 7-12 : Variation de R-index en fonction des horizons O et A des sols : sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'iroko, distant du tamarin, et sous tamarin.....	76
Figure 3.26: Modèle simplifié d'un système agroforestier, correspondant aux cultures sous couverture arborée, associant le tamarin et des cultures vivrières.....	87
Figure 4.1: Schéma synthétique des questions abordées, des méthodes adoptées et des principaux résultats de la thèse.....	94

## Liste des tableaux

Table 3.1: List of species retained for the exploration phase.....	25
Table 3.2 : Study site settings. Location, mean annual temperature (MAT), mean annual precipitation (MAP), lithology, soil types, vegetation, and references. ....	26
Table 3.3:List of tree species associated with active OCP presenting carbonate in plant tissues or/and soils. ....	28
Table 3.4: List of tree species tested without evidence of OCP presence .....	29
Table 3.5: Spearman's correlation coefficients calculated between Diameter High Breast (DBH), depth, carbonate content, and soil pH H2O in soils under the influence of OCP species; n= 51 observations. ....	36



## 1. Introduction générale

## 1. Introduction Générale

L'utilisation du CO<sub>2</sub> atmosphérique par les plantes, via la photosynthèse pour former de la biomasse, a été reconnue par les scientifiques en 1772 ; en revanche le transfert de ce carbone (C) atmosphérique vers un C minéral dans le sol via une activité végétale (c'est-à-dire hors du cycle organique du C) n'occupe l'esprit des scientifiques que depuis la fin des années 1970. Néanmoins, de premières observations, en relation avec ce potentiel cycle minéral du C, ont été menées au tournant du siècle dernier, durant lesquelles des inattendues « pierres » ont été découvertes par des bûcherons en forêt tropicale dans les tissus d'un arbre, l'iroko (*Milicia excelsa*). Cette minéralisation décrite par Campbell et Fisher (1932), Harris (1933), puis Carozzi (1967), s'accompagne de la présence de sève calcaire ayant contribué à la formation de grès cimenté par de la calcite autour de *M. excelsa* (Cailleau et al., 2005). Un sol carbonaté en contexte ferrallitique est totalement incongru compte tenu du fait que les sols les plus communs des zones tropicales restent dans leur immense majorité acide. Dans ce milieu tropical, l'ensemble des acteurs, à savoir végétaux, champignons, et bactéries, converge pour provoquer la précipitation de carbonate de calcium (CaCO<sub>3</sub>) dans des sols où les conditions édaphiques devraient interdire tout dépôt de type calcaire : c'est la Voie Oxalate-Carbonate (Verrecchia, 2013).

La présence de la Voie Oxalate - Carbonate (ou VOC) active a été identifiée pour la première fois formellement et en tant que telle, en Galilée, Israël, par Verrecchia (1990). Au début des années 2000, suite à la découverte du processus dans les sols africains sur lesquels poussaient des irokos (*Milicia excelsa*), la voie fut d'abord étudiée pour évaluer son implication potentielle dans la constitution de puits de carbone inorganique dans les sols, sous la forme d'accumulations de carbonate de calcium (Cailleau et al., 2004 ; 2011). Le processus a été également étudié du point de vue du métabolisme microbologique (Braissant et al., 2004). L'approche microbologique de la thématique s'est poursuivie par l'identification du rôle combiné des bactéries oxalotrophes et des champignons (Verrecchia et al., 2006 ; Simon et al., 2016), ainsi que les interactions existantes entre bactéries et champignons (Martin et al., 2012 ; Bravo et al., 2013 ; Simon et al., 2015 ; 2016). La question de l'importance du calcium (Ca) dans un tel écosystème a aussi été mise en évidence. En effet, le Ca est impliqué dans de nombreuses réactions de la VOC, mais en dépit de ce fait, la VOC a lieu dans les sols où le Ca reste toujours peu abondant. L'établissement d'un bilan quantitatif du cycle biogéochimique du Ca dans ces écosystèmes particuliers a été entrepris lors de deux mémoires de Master (Dietrich, 2012<sup>1</sup> ;

---

<sup>1</sup> Dietrich F., 2012, Le cycle de Ca dans le contexte de la voie oxalate-carbonate dans les Ferrallitisols du Cameroun, Thèse de Master, Institut de Géologie et de Paléontologie, Université de Lausanne.

Golay, 2012<sup>2</sup>). Les quantifications de carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) autour des arbres iroko ont mis en exergue de grandes variabilités entre les sites, en relation avec les sources de Ca et les capacités accumulatrices de  $\text{CaCO}_3$ . D'après Golay (2012), il semblerait que la végétation autour de l'arbre iroko joue un rôle central dans le fonctionnement du cycle du Ca. Par ailleurs, l'évaluation des impacts potentiels sur la dynamique du carbone organique du sol (COS) a permis de dresser un bilan carbone, de modéliser son accumulation, et de calculer le temps de résidence du C minéral dans le sol sous *Milicia excelsa* et *Azelia africana* (Ferro, 2012). Pons et al (2018) ont finalement montré l'existence d'un effet manifeste de l'écosystème iroko sur la distribution des nutriments dans le contexte agroforestier avec *Coffea arabica*. Pour terminer, de récentes études menées en Inde ont permis d'identifier non seulement la rhizosphère, mais aussi l'écorce de l'arbre *Terminalia bellirica* (Combretaceae) comme un habitat favorable à la VOC (Hervé et al., 2017).

Après ce court résumé sur la diversité des travaux déjà menés, cette partie introductive va essentiellement s'attacher à présenter l'état des connaissances issues des recherches citées plus haut et de quelques autres sur la Voie Oxalate-Carbonate ainsi que le contexte de la présente thèse.

### 1.1 La Voie Oxalate-Carbonate (VOC) : Le processus

La Voie Oxalate–Carbonate est une chaîne de processus biogéochimiques qui mènent à la précipitation de carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_{3(s)}$ ) dans les sols, i.e. de carbonate pédogénique, dont la source de carbone est initialement le dioxyde de carbone atmosphérique ( $\text{CO}_{2(g)}$ ). Ce processus implique (1) un arbre, (2) des bactéries et (3) des champignons (Cailleau, 2005 ; Braissant, 2005, Verrecchia et al., 2006). Tout commence par la photosynthèse où l'arbre transforme une part du  $\text{CO}_2$  atmosphérique en oxalate (Figure 1.1). En effet, l'acide oxalique ( $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$ ) est un produit issu de la photosynthèse (Franceschi et Nakata, 2005) et est considéré comme un acide organique fort capable de former un sel très insoluble lorsqu'il est complexé avec des ions métalliques, comme le calcium ( $\text{CaC}_2\text{O}_4$ ) (Verrecchia et al., 2006). Un flux important d'oxalate de calcium ( $\text{CaOx}$ ) atteint alors le sol lors de la chute des feuilles ou de la desquamation de l'écorce formant une litière adjacente à l'arbre oxalogène, mais cette substance peut également être exsudée par les racines (Jones, 1998).

Les champignons saprophytes sont également connus comme étant des producteurs d'acide oxalique en quantités non négligeables (Guggiari et al., 2011) en se nourrissant des tissus végétaux (Braissant, 2005). Par le processus de dégradation de la matière organique du sol (MOS), ils contribuent aussi à la production de cristaux de  $\text{CaOx}$  libre dans le sol (Cailleau et

---

<sup>2</sup> Golay, A. La voie oxalate-carbonate dans les FERRALLITISOLS du Cameroun. Cycle de calcium et impact sur l'environnement. Thèse de Master, Institut de Géologie et de Paléontologie, Université de Lausanne.

al., 2011 ; Hervé et al., 2016). Le sol peut ainsi constituer un réservoir de CaOx, qui libéré durant la décomposition des tissus végétaux sera utilisé comme source d'énergie et de carbone par des bactéries dites oxalotrophes, via son oxydation : c'est l'oxalotrophie (Sahin, 2003, Hervé et al., 2016). En effet, l'oxalotrophie se réfère à la capacité d'un organisme à utiliser l'oxalate ou l'acide oxalique en tant que source de carbone et d'électrons (Hervé et al., 2016). L'oxalotrophie conduit à la production d'ions d'hydroxyde (OH<sup>-</sup>), conduisant à une augmentation du pH du sol, et à la libération de CO<sub>2</sub>, qui pourra passer en solution dans le sol (CID : carbone inorganique dissous). La précipitation de carbonate en présence de calcium est quant à elle possible si le pH dépasse 8.4 dans les conditions de T° (25°C) et de pCO<sub>2</sub> (3.43 ×10<sup>-4</sup> atm ; Cailleau, 2005 ; Verrecchia et al., 2006). Ces sols, associés à la VOC et ses acteurs, constituent donc des écosystèmes au sens propre du terme (Verrecchia, 2013), et peuvent également être appelés des écosystèmes oxalogène-oxalotrophes (Pons et al., 2018).

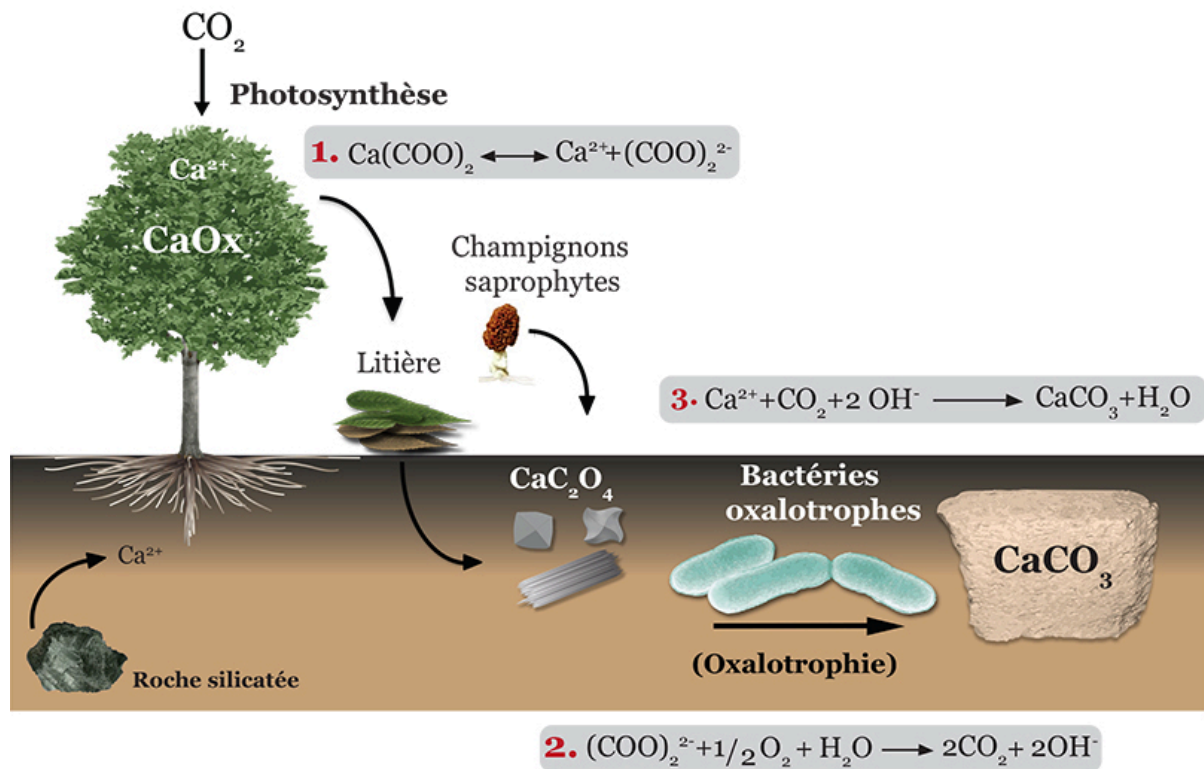


Figure 1.1: Représentation schématique de la voie oxalate-carbonate

(D'après Aragno & Verrecchia, 2012 ; Martin et al., 2012). CaOx : Oxalate de calcium, Ca<sup>2+</sup> : ions calcium, CaCO<sub>3</sub> : carbonate de calcium. Equation 1 : dissolution du CaOx ; équation 2 : oxydation de l'oxalate par les bactéries oxalotrophes ; équation 3 : réaction menant au produit final de la VOC, la formation de carbonate de calcium.

Par conséquent, pour pouvoir identifier un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif, plusieurs paramètres doivent être considérés : (i) alcalinisation du sol proche de la plante oxalogène étudiée, qui est la première conséquence de la VOC ; (ii) la présence de carbonate, l'ultime résultat de la VOC, si les conditions locales ou micro-environnementales atteignent le pH de

stabilité pour la calcite ; et (iii) la présence d'agents biologiques ainsi que les produits initiaux (i.e. bactéries oxalotrophes et organismes produisant de l'oxalate ; Cailleau et al., 2014).

## 1.2 Les acteurs

La VOC a plusieurs composants clés, impliquant les plantes productrices d'oxalate de calcium, les champignons, les invertébrés phytophages, et les bactéries oxalotrophes (Cailleau et al., 2004, 2011 ; Cailleau et al. 2014 ; Garvie 2006, Rowley et al., 2016). Les champignons saprophytes et les bactéries oxalotrophes sont les deux groupes microbiologiques décrits comme des acteurs clés pour modifier le flux de CaOx (Verrecchia et al., 2006 ; Bravo et al., 2013).

### 1.2.1 L'arbre: producteur d'oxalate

La production d'oxalate de calcium en grande quantité disponible pour les guildes bactériennes oxalotrophes est primordiale (Braissant et al., 2004). L'oxalate de calcium ( $\text{CaC}_2\text{O}_4$ , CaOx) est un minéral (sel) organique très répandu, associé aux organismes photosynthétiques, quel que soit leur niveau taxonomique (Khan, 1995 ; Pobeguïn, 1943 ; Franceschi et Nakata, 2005). Le CaOx a été observé dans la plupart des tissus et organes végétaux sous forme de dépôt intracellulaire ou extracellulaire. Les cristaux intracellulaires se forment souvent dans les vacuoles de cellules spécialisées pour la formation de cristaux, appelées idioblastes. (Franceschi et Nakata, 2005). Il existe deux formes principales d'oxalate de calcium dans les plantes, une forme monohydratée, la whewellite, et une forme dihydratée, la weddellite (Verrecchia et al., 1993). Généralement, la forme minéralogique la plus commune chez les plantes est la whewellite. (Braissant, 2005). Il a été supposé que la synthèse de l'oxalate était liée à régulation de l'équilibre entre les cations ( $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ) et les anions ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ) dans les cellules végétales (Prasad & Shivay, 2016). D'autres fonctions importantes ont été attribuées à la formation de cristaux de CaOx : la régulation de la concentration de calcium et d'acide oxalique (qui peuvent être toxiques lorsqu'ils sont en excès), la protection contre les insectes nuisibles et les herbivores, la détoxification des métaux, ou encore leur rôle de retardateur de combustion (Nakata, 2003 ; Franceschi & Nakata, 2005).

### 1.2.2 Les sources de calcium

Les écosystèmes forestiers tropicaux se développent fréquemment sur des sols acides où la disponibilité du calcium dépend de trois facteurs principaux, à savoir les dépôts atmosphériques et l'altération des minéraux du sol, et sur le cycle biologique des nutriments (Bedel et., 2016). Le calcium dans les sols acides développés sur roche-mère non-carbonatée provient essentiellement de l'altération des minéraux primaires, notamment des silicates et des aluminosilicates, mais également des minéraux secondaires, comme les argiles (Fig. 1.2). En outre, en raison de la forte lixiviation, et pour contrer la perte des éléments en milieu

tropical, l'essentiel des bioéléments comme le calcium reste stocké temporairement par l'écosystème forestier dans sa végétation (Jordan, 1985). Le calcium arrive donc par la suite au sol via la formation de litière (également par les racines et les champignons). Suite à la dégradation de la matière organique, le calcium bio-disponible est libéré dans la solution du sol ou s'adsorbe sur des sites échangeables appartenant au complexe argilo-humique (Likens et al, 1998). Quant aux cristaux de  $\text{CaOx}$  produits par l'arbre ou les champignons, ils sont libérés dans le sol et deviennent disponibles pour les bactéries oxalotrophes. Enfin, le compartiment de calcium le plus important dans le contexte de la VOC reste celui du carbonate de Ca ; la solution parente de cette précipitation repose pour l'essentiel sur la solution du sol (Dietrich, 2012).

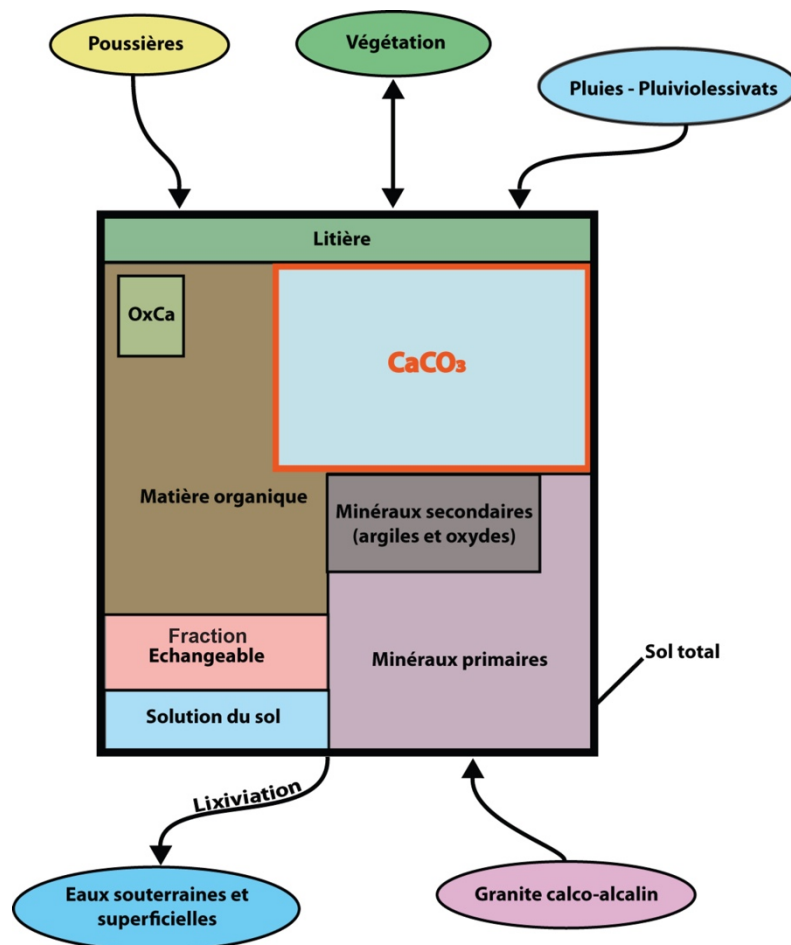


Figure 1.2: Représentation simplifiée des différents réservoirs, compartiments, sources, et pertes de Ca dans un écosystème sous l'influence de la voie oxalate-carbonate.

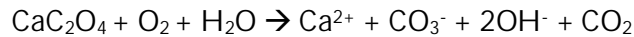
(Dietrich, 2012). OxCa : oxalate de calcium

### 1.2.3 Rôles des bactéries oxalotrophes

Les espèces de bactéries oxalotrophes présentes dans le système VOC sont diverses (Bravo et al., 2015) et englobent les trois principaux phyla bactériens : *Actinobacteria*, *Firmicutes* et *Proteobacteria* (Hervé et al., 2016). En laboratoire, de nombreuses bactéries du sol sont capables d'oxyder rapidement l'oxalate de calcium, ce qui entraîne une augmentation du pH



de la solution du sol (Braissant et al., 2002, 2004). La décomposition de l'oxalate de calcium contribue à augmenter le pH car un acide fort (i.e. l'acide oxalique) est remplacé par un acide plus faible (i.e. l'acide carbonique ; Braissant et al., 2002, Cailleau, 2005, Verrecchia et al., 2006, Hervé et al., 2016) suivant l'équation ci-après :



Actuellement, la capacité de bactéries oxalotrophes à oxyder l'oxalate de calcium est considérée comme cruciale dans la VOC (Simon et al., 2016). Le métabolisme de l'oxalate par les bactéries a été reconnu comme une partie fondamentale du cycle biogéochimique du carbone car il permet la précipitation du carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) (Martin et al., 2012).

#### 1.2.4 Importance multiple des champignons

Diverses espèces fongiques sont capables de sécréter de l'acide oxalique (Gadd et al., 2014), ce qui peut conduire à la précipitation d'oxalates métalliques tels que l'oxalate de calcium (Guggiari et al., 2011). Les champignons ont toujours été considérés comme des participants importants dans la VOC en raison de leur capacité à dégrader la matière organique, rendant disponibles l'oxalate produit par les plantes pour les bactéries. De plus, le réseau d'hyphes peut permettre aux bactéries oxalotrophes de se disperser activement dans le sol, en prenant ce qu'on appelle les « autoroutes fongiques » (Bravo et al., 2013, Simon et al., 2015). Si les bactéries restent essentiellement responsables du changement de pH, elles nécessitent cependant la présence de champignons pour leur activité oxalotrophe (Martin et al., 2012). En effet, la présence de champignons pourrait être essentielle aux bactéries oxalotrophes pour atteindre leurs sources de nutriments, dans le cas présent, l'oxalate de calcium (Simon, 2016). Dans certains cas, il a été montré que les champignons étaient capables de dissoudre et d'oxyder l'oxalate de calcium (Aragno et al., 2012 ; Simon, 2016). Ces observations conduisent à proposer que les champignons devraient être considérés non seulement comme libérateurs d'acide oxalique, mais aussi comme dégradeurs de l'oxalate de calcium, pouvant ainsi avoir la même influence sur le système que les bactéries oxalotrophes (Simon, 2016).

### 1.3 Les conditions de détection de la VOC

Deux conditions initiales spécifiques doivent exister sur le terrain. En premier lieu, la zone étudiée doit présenter des sols acides sur lesquels l'alcalinisation due à l'oxalotrophie peut être identifiée. Deuxièmement, l'absence de carbonate hérité dans le sol et le sous-sol est fondamentale pour déterminer avec précision la conséquence finale d'un écosystème VOC actif, c'est-à-dire la présence de  $\text{CaCO}_3$  (Cailleau et al., 2014). Outre cela, une topographie plane semble importante pour limiter le colluvionnement et la lixiviation du calcium et des carbonates. Enfin, il faut une saison sèche permettant la précipitation et l'accumulation du

carbonate dans le sol accompagné d'une production d'oxalate de calcium en grande quantité vu qu'elle est à l'origine de tout le processus.

#### 1.4 Les implications de la VOC

Les effets visibles de la VOC sont l'alcalinisation du sol et la présence de  $\text{CaCO}_3$  dans le sol. Ce point est essentiel car de telles accumulations de  $\text{CaCO}_3$  sont tout à fait inattendues dans les sols tropicaux acides où elles ont été observées. Dans ces sols, l'acidité parfois forte est essentiellement liée au déficit de saturation du complexe absorbant des sols par des cations alcalino-terreux ( $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$ ) et des cations alcalins ( $\text{Na}^+$  et  $\text{K}^+$ ) (Dabin, 1985). L'acidité d'un sol est l'un des facteurs les plus limitants de sa fertilité et de son rendement en termes de production agricole (Castro et al., 2011). L'acidité par exemple affecte la plupart des paramètres du sol comme la solubilité des éléments métalliques, l'assimilation des éléments minéraux par les plantes, la structure, et l'activité des microorganismes du sol (Brady et al., 2002 ; Kemmit et al., 2006 ; Mbonigaba Muhinda et al., 2009). La correction de cette acidité au travers de l'augmentation du pH et la constitution d'un réservoir de calcium pourraient contribuer de manière significative à l'amélioration de la fertilité des sols pauvres en nutriments. De plus, un tel écosystème s'inscrit dans les cycles biogéochimiques impliquant à la fois C et Ca (Cailleau et al., 2014). L'écosystème oxalogène-oxalotrophe peut en effet agir comme puits de carbone, tant que la source de calcium provient d'une source non carbonatée (Cailleau, 2005, Cailleau et al., 2011, 2014 ; Rowley et al., 2016). Ces précipitations présentent en théorie une grande stabilité avec un temps de résidence de l'ordre de  $10^{4-6}$  années (Rettalack, 1990). Il est possible que ce processus joue un rôle (encore difficile à évaluer) dans la régulation du  $\text{CO}_2$  atmosphérique liée au cycle global du C (Cailleau et al., 2005 ; Cailleau et al., 2014). Dans le contexte actuel des changements climatiques, la VOC revêt un intérêt particulier dans les écosystèmes continentaux et pourraient constituer l'une des stratégies potentielles pour réduire certaines émissions de  $\text{CO}_2$  atmosphérique (Bravo, 2012).

#### 1.5 Les écosystèmes oxalogène-oxalotrophes identifiés

La majorité des recherches menées sur la VOC se sont principalement concentrées sur *M. excelsa*. En effet, cette espèce se démarque par sa capacité à augmenter le pH jusqu'à 4 unités (Cailleau et al., 2004 ; 2014) et d'importantes accumulations de C inorganique y sont souvent associées dans le sol, jusqu'à 1000 kg pour un arbre de 80 ans (Braissant et al., 2004). Ces propriétés lui confèrent ainsi le statut d'espèce de référence de la VOC. Toutefois, considérant que 80% des espèces végétales sont connues pour produire de l'oxalate, il est raisonnable de supposer que *M. excelsa* n'est pas le seul arbre pouvant supporter les écosystèmes VOC (Cailleau et al., 2014). Les études récentes menées en Amazonie, en Afrique ainsi qu'en Asie ont démontré que ce processus n'était pas le fait d'une espèce végétale unique, mais bien un

processus ubiquiste compte tenu de nombreuses familles, genre, et espèces impliqués (Tableau 1.1). Les cactacées aussi reconnues pour leur capacité parfois exceptionnelle à former des cristaux de CaOx (Gravie, 2003 ; Hartl et al., 2007) ont été également identifiées comme des espèces supportant une VOC active.

Tableau 1.1: Liste des espèces associées à une VOC active identifiée avec les pays d'observation et les références des publications où elles sont décrites.

Pays	Espèce	Famille	Références
Arizona, Etats -Unis	<i>Carnegiea gigantea</i>	Cactaceae	Garvie, 2003
	<i>Apuleia leiocarpa</i>	Fabaceae	
	<i>Brosimum guianense</i>	Moraceae	
	<i>Caesalpinia pluviosa</i>	Fabaceae	
	<i>Cariniana estrellensis</i>	Lecythidaceae	
	<i>Ceiba speciosa</i>	Malvaceae	
	<i>Cedrela odorata</i>	Meliaceae	
	<i>Centrolobium ochroxylum</i>	Fabaceae	
	<i>Clarisia racemosa</i>	Moraceae	
	<i>Erythrina poeppigiana</i>	Fabaceae	
Bolivie	<i>Erythrina crista-galli</i>	Fabaceae	De los Rios, 2012; Motta, 2006;
	<i>Ficus coerulescens</i>	Moraceae	Cailleau et al., 2014
	<i>Ficus sp. (Mata Palos)</i>	Moraceae	
	<i>Guazuma ulmifolia</i>	Sterculiaceae	
	<i>Hymenaea courbaril</i>	Fabaceae	
	<i>Myroxylon balsamum</i>	Fabaceae	
	<i>Ormosia sp.</i>	Fabaceae	
	<i>Pentaplaris davidsmithii</i>	Malvaceae	
	<i>Pouteria sp.</i>	Sapotaceae	
	<i>Sterculia apetala</i>	Sterculiaceae	
	<i>Terminalia amazonia</i>	Combretaceae	
	<i>Terminalia oblonga</i>	Combretaceae	
	<i>Bombax costatum</i>	Malvaceae	
Burkina Faso & Côte d'Ivoire	<i>Afzelia africana</i>	Fabaceae	Ferro, 2012
	<i>Milicia excelsa</i>	Moraceae	Braissant et al., 2004; Cailleau et al., 2004
Cameroun	<i>Milicia excelsa</i>	Moraceae	Braissant et al., 2004; Cailleau et al., 2004
Espagne	<i>Opuntia sp</i>	Cactaceae	Braissant, 2005
Haïti & Mexique	<i>Brosimum alicastrum</i>	Moraceae	Rowley et al., 2016
Maroc	<i>Opuntia ficus-indica</i>	Cactaceae	Simon et al., 2015
	<i>Buchanania lanzan</i>	Anacardiaceae	
	<i>Diospyros melanoxylon</i>	Ebenaceae	
Inde	<i>Gardenia pinnata</i>	Rubiaceae	Clerc de Senarclens, 2011 Hervé et al., 2017
	<i>Aegle marmelos</i>	Rutaceae	
	<i>Terminalia bellirica</i>	Combretaceae	
	<i>Terminalia tomentosa</i>	Combretaceae	

## 2. Méthodologie

## 2. Méthodologie générale

### 2.1 Problématique

La distribution géographique des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes actifs identifiés dans le monde montre qu'ils sont principalement répartis dans les pays à forêts tropicales, présentant des sols ferrallitiques et ayant un climat tropical à semi-aride (Figure 2.1), justifiant les conditions avancées par Cailleau et al. (2014). Les sols ferrallitiques recouvrent environ 750 millions d'hectares sur trois continents et sont principalement répartis en Afrique et dans le bassin Amazonien. Ils se sont développés sur de longues périodes de temps, jusqu'à plusieurs millions d'années. Une géomorphologie relativement stable, combinée à des conditions chaudes et humides ainsi qu'un relief peu marqué a permis à la ferrallitisation de se développer. La ferrallitisation est un processus pédologique qui débute par une hydrolyse neutre avec acidification progressive (Duchaufour, 1991), et se traduit par une altération très poussée des minéraux primaires autres que le quartz. Il en résulte l'élimination d'une grande partie de la silice des silicates et de la majeure partie des cations alcalins et alcalino-terreux solubilisés lors de cette hydrolyse, ainsi que la néoformation d'argile de type kaolinite, pauvre en silice, et l'individualisation d'oxyhydroxydes de fer et d'aluminium (gibbsite, goethite, hématite ; Djondo, 1996). Ce processus de ferrallitisation implique donc une altération intense qui mène à concentrer l'aluminium et le fer alors que les cations tels que le sodium, le magnésium, le potassium, et le calcium sont éliminés du solum par lixiviation (Pons et al, 2018). Il en résulte des sols fortement acides avec une faible réserve en nutriments. Les conditions climatiques des zones tropicales peuvent également mener à des processus de ferruginisation. Ce processus pédologique dominant des sols ferrugineux tropicaux, qui agit par hydrolyse, oxydation, et déshydratation, a pour effet de détruire les structures de certains minéraux constitutifs des roches, de séparer le fer des réseaux primitifs, et de mettre en circulation et d'accumuler du fer dans certains horizons (Segalen, 1971). C'est également une évolution dans laquelle le lessivage débarrasse les profils supérieurs des argiles sensibles au lessivage (montmorillonite) et où ne subsiste que les argiles plus stables généralement la kaolinite.

Par ailleurs, en milieu tropical, l'intégration de la Matière Organique du Sol (MOS) dans le sol est problématique en raison des taux élevés de minéralisation (Feller et Beare, 1997) dû aux conditions climatiques et à l'abondante microflore. La MOS est un déterminant majeur du cycle du carbone et des nutriments dans la biosphère (Fontaine et al., 2003 ; Oyonarte et al., 2007). C'est la principale source nutritive pour la croissance des plantes (après la décomposition microbienne) et elle contribue à la qualité du sol (structure, résistance à l'érosion ; Herrick & Wander, 1997). Elle joue ainsi un rôle important pour guider la fertilité et la productivité des sols (Lehmann et Kleber, 2015). Ceci est d'autant plus vrai dans les zones tropicales, où ces sols pauvres en nutriments et fortement altérés, sont souvent gérés qu'avec

peu d'apports externes (Feller et Beare, 1997). Le rôle joué par la matière organique dans les propriétés des sols tropicaux et leur potentiel de productivité est donc absolument fondamental (Feller et al., 1991).

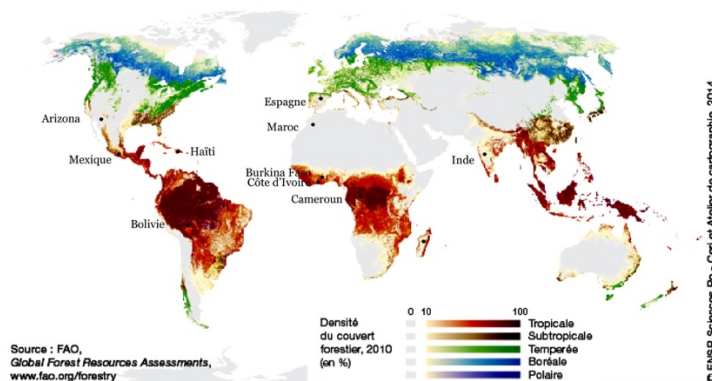
Face à ces contextes, la VOC est capable d'atténuer les effets de la ferrallitisation et de la ferruginisation par l'augmentation du pH et par stockage en quantité significative de calcium et de carbonate (Cailleau et al., 2004, 2011). De plus, du fait de son influence extrêmement importante sur la chimie des sols, la VOC semble pouvoir lutter contre le manque de nutriments de ces sols singulièrement pauvres, et s'intégrer tout particulièrement de façon bénéfique dans des systèmes agroforestiers, dont les effets sur la distribution des nutriments dans le sol ont déjà été mis en évidence par exemple par Pons et al. (2018). La perspective du développement de la VOC, non seulement pour la constitution de puits de C, mais également via des systèmes de productions pérennes, pourrait être envisagée. Toutefois, les mesures de pH et les quantifications de carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) autour des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes (Cailleau et al., 2011 ; Cailleau et al., 2014, Hervé et al., 2017) ont mis en exergue de grandes variabilités entre les sites. Divers facteurs et/ou leurs combinaisons pourraient être à l'origine de ces différences : taxonomie des arbres, âge de l'arbre, variables climatiques locales, variables édaphiques et/ou microbiome associé à l'arbre (Hervé et al., 2017), etc. Les propriétés intrinsèques du sol, point qui n'a jamais fait l'objet d'investigations ciblées, conditionnent les aspects fonctionnels majeurs du sol, et en conséquence, doivent influencer ce processus pédologique particulier. Outre cela, nonobstant les différentes qualités et avantages que pourrait apporter la VOC pour les sols, une question fondamentale reste posée : quels sont les impacts de la VOC sur la fertilité des sols, notamment sur la dynamique de la MOS, composante clé de cette fertilité, et par conséquent du carbone organique du sol (COS) ? L'augmentation de pH a des conséquences favorables à l'activité biologique du sol (Baize et Girard, 2008). L'action microbienne constitue la force motrice de la minéralisation et permet aux éléments de devenir disponibles pour les plantes (Mbonigaba Muhinda et al., 2009). De plus, la présence de grandes quantités de carbonate et de  $\text{Ca}^{2+}$  sont suspectées d'avoir des incidences sur la stabilité du carbone organique du sol (Rowley et al., 2018), stabilité relative à l'ensemble des mécanismes qui protègent la MOS de sa dégradation par les microorganismes (c.à.d. de la minéralisation ; Sollins et al., 1996).

Tous ces questionnements ont conduit à rechercher les conditions les plus favorables à la détection d'une VOC fonctionnelle et efficace, et à poursuivre les recherches à Madagascar. La situation géographique de Madagascar lui confère un climat présentant de grandes variabilités régionales. De larges gammes de formations végétales allant de forêts denses humides sempervirentes à l'Est, aux forêts denses sèches caducifoliées de l'Ouest et épineuses au Sud, y sont présentes. De plus, les sols malgaches sont à prédominance des sols ferrallitiques (46,5%

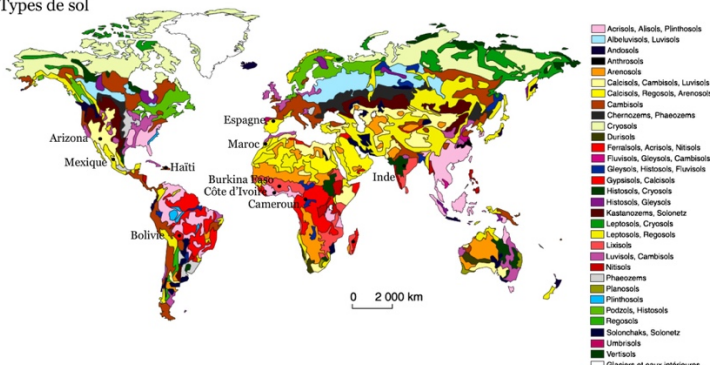


de la superficie de la Grande Ile) ou ferrugineux (27,8%). Toutes ces caractéristiques font de Madagascar un site éligible pour des recherches sur des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes.

## A. Couvert forestier



## B. Types de sol



## C. Climat

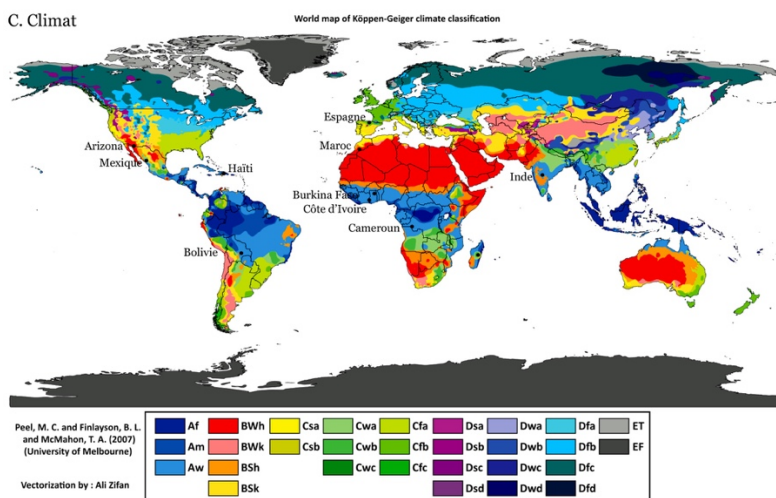


Figure 2.1: A. Répartition des types de couvert forestier, B. Répartition des types de sols, C. Les différents types de climats

Af (Tropical rainforest), AM (tropical Monsoon), Aw (Tropical Savannah), BWH (Hot Desert Arid), BWk (Cold Desert Arid), BSh (Hot Steppe Arid), BSk (Cold Steppe Arid), Csa (Temperate Hot Dry Summer), Csb (Temperate Cold Dry Summer), Cwa (Temperate Dry Winter Hot Summer), Cwb (Temperate Dry Winter Warm Summer), Cwc (Temperate Dry Winter Cold Summer). D (Cold), E (Polar). En A, B, et C, localisations des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes identifiés.

## 2.2 Objectifs et hypothèses de recherche

La VOC, longtemps passée inaperçue, suscite une attention particulière pour sa capacité à modifier les propriétés physico-chimiques du sol et par sa contribution potentielle à la formation de puits de C à long terme. Cet intérêt grandissant porté à ce processus a permis d'identifier des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes actifs et efficaces autres que *Milicia exelsa*, l'espèce de référence pour l'étude de la VOC. La présente recherche, menée à Madagascar, a eu pour objectif principal d'améliorer notre connaissance de ce processus pédologique particulier et s'est organisée autour de trois grandes questions spécifiques :

1. Quelle espèce oxalogène-oxalotrophe peut servir de modèle d'étude optimale de la VOC à Madagascar ?
2. L'efficacité de la VOC, dans un contexte donné, serait-elle dépendante de paramètres hérités relatifs aux propriétés édaphiques du site avant la présence de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe ?
3. Les changements majeurs des conditions géochimiques du sol sous l'influence de la VOC ont-ils un impact sur le carbone organique du sol (COS) et ces impacts peuvent-ils être détectés ?

Les hypothèses émises associées à chaque question susmentionnée s'articulent respectivement autour : (i) d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif et efficace existant à Madagascar ; (ii) de paramètres inhérents au site d'établissement d'une espèce oxalogène associée à l'oxalotrophie influençant l'ampleur des effets de la VOC ; et (iii) de l'influence de la VOC sur le COS.

La vérification de ces hypothèses sera développée au sein des trois principales parties dans la suite de ce manuscrit, et qui sont :

- (1) Investigation de la voie oxalate-carbonate en forêts tropicales de Madagascar et identification d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif et efficace.
- (2) Les caractéristiques édaphiques et leur influence sur l'efficacité de la voie oxalate-carbonate
- (3) Quantité, qualité et stabilité du COS sous l'influence de la VOC.

*In fine*, les éléments de réponses pourront permettre de proposer un modèle de système agroforestier favorisant l'intégration de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe identifié et qui sera développé dans la partie (4).

## 2.3 Matériels et Méthodes

### 2.3.1 Matériels

#### 2.3.1.1 Site d'étude

La forêt de Kirindy se trouve dans la partie ouest de Madagascar, à 60 km au nord de Morondava sur la route vers Belo sur Tsiribihina. Elle est repérée géographiquement pour ses coordonnées comprises entre 20°3' et 20°10' latitude Sud et 44°28' et 44°46' longitude Est (Figure 2.3). Administrativement, elle appartient à la Commune de Bemanonga, au District de Morondava et à la Région de Menabe. Sa superficie est de 12'500 ha.

#### a. Conditions géologiques

La forêt de Kirindy repose sur des formations sédimentaires issues de grès du Pliocène formant un vaste glacis très légèrement incliné vers l'ouest (Bourgeat, 1996). Les sédiments dont les couches sont parfois très épaisses se composent de grès plus ou moins grossiers et d'argiles. Ils sont en général recouverts d'alluvions sablo-argileux. Ce sont des matériaux d'alluvions récents déposés par les cours d'eaux s'écoulant de l'Est vers l'Ouest. Ils se présentent au Sud-Est dans une vallée faiblement accentuée qui s'étire vers le Nord-Ouest en une vaste pénéplaine. Le terrain est plus ou moins plat, l'altitude varie entre 18 et 40 m environ, avec une élévation rocailleuse atteignant 100 m au nord-est.

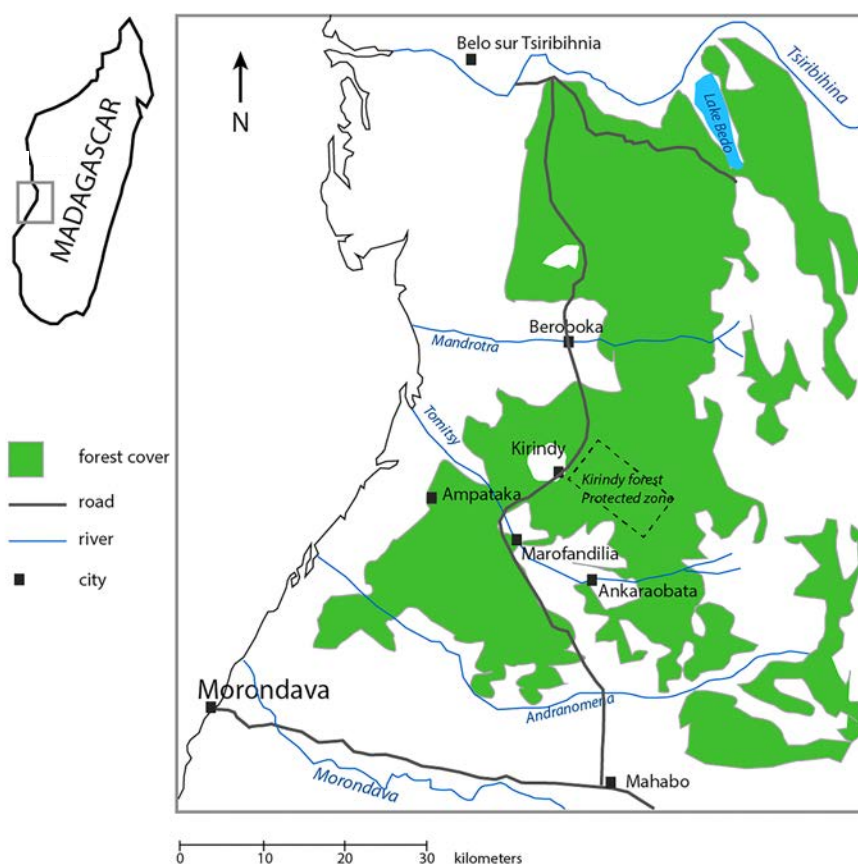


Figure 2.2: Localisation de la forêt de Kirindy

(Gay-des-Combes et al., 2017)

### b. Types de sols

Le massif de Kirindy relève des forêts sur sols arénacés (Koechlin et al., 1997, Sorg & Rohner, 2002 ; WRB,2015), à l'exception de certaines stations sur vertisols le long des cours d'eau, qui appartiennent à une formation spécifique (Koechlin et al, 1997). Les sols sont pauvres en réserves, en bases échangeables avec une CEC faible (inférieure à 10m<sup>e</sup>/100g). La désaturation du sol est variable mais ne descend pas en dessous de 30 à 40%. Sur les pentes faibles, on rencontre des sols jaunes ferrugineux à concrétions et se termine dans les cuvettes fermées et le long des cours d'eau par des vertisols bruns et noirs (Randriamboavonjy, 1996).

Selon WRB (2015), les sols de Kirindy correspondent des arenosols.

### c. Conditions climatiques

La région de Morondava appartient au type bioclimatique subaride avec deux saisons distinctes : une saison sèche marquée par 8 mois écologiquement secs, d'avril à novembre pendant lesquels la pluviométrie est inférieure à 30 mm, une saison humide de 4 mois, avec des précipitations supérieures à 30mm, dont 2 mois (décembre à février) qui enregistrent des pluies dépassant les 1000 mm. La température annuelle moyenne mesurée à la station de Morondava est de 24,8°C. Le mois de juillet est le mois le plus froid avec une moyenne de 21,5°C alors que le mois de Janvier est le plus chaud avec une moyenne de 27,6°C. L'écart entre la température minimale et maximale a une valeur faible de 6,1°C. Avec une moyenne mensuelle de l'évaporation de 112,7 mm, l'évaporation maximale est de 138,1 mm au mois de Novembre à la fin de la saison sèche, descend à 84,1 mm au mois de février en pleine saison humide. L'humidité relative est élevée, elle varie de 78 à 82% pendant la saison pluvieuse. Elle est maximale au mois de février (82%).

### d. Végétation

La forêt montre un nombre de caractères biologiques propres aux forêts sèches, en particulier la caducité du feuillage, quasi-générale dans l'étage dominant, l'absence presque totale d'une strate herbacée sauf le long des pistes, où les graminées se répandent, la floraison fréquente en saison sèche avant l'apparition des feuilles, ainsi que différentes formes de xérophyllie comme la réduction de la taille des feuilles, la pachycaulie et la spinescence (Goodman, 2000). La formation végétale climacique correspond ainsi à la forêt dense sèche caducifoliée ou tropophile de la série à *Dalbergia*, *Commiphora* et *Hildegardia* mais dans laquelle il convient de distinguer des variantes en fonction des conditions édaphiques (forêts sur sable pliocène et sur grès, les formations sur alluvions et sur calcaire) (Randriamboavonjy, 1996).

#### 2.3.1.2 L'espèce étudiée : *Tamarindus indica*

*Tamarindus indica* L. (synonymes. *T. occidentalis* Gaertn. ; *T. officinalis* Hook.) est un arbre fruitier pérenne de la zone tropicale appartenant à a famille des Fabaceae (El-Siddig et al., 2006 ; Bowe, 2006, Bourou, 2012). Il est la seule espèce dans le genre *Tamarindus* (El-Siddig et al., 2006). Il est communément connu sous le nom de tamarinier ou tamarin. Le tamarinier

est un grand arbre vert à cime grande, dense et ronde, ayant un système racinaire allant assez en profondeur et un tronc assez court, pouvant atteindre des hauteurs de 15 à 30 mètres et des diamètres allant jusqu'à 100 cm. Certains individus deviennent très vieux (>200ans).

Cette espèce héliophile de type nomade a une croissance lente. Il faut noter que *T. indica* est une légumineuse, à qui on ne reconnaît pas la capacité de développer une symbiose avec les rhizobiums. Il n'est donc pas fixateur d'azote atmosphérique (Bâ et al., 2000). Il est par ailleurs caractérisé par une croissance végétative assez lente (Bowe, 2006 ; Diallo et al., 2008). A l'instar des autres ligneux fruitiers du Sahel, le tamarinier dépend des mycorhizes pour sa croissance juvénile, en particulier des souches telles que *Gigaspora margarita*, *G. aggregatum*, *Glomus fasciculatum*, *G. mosseae*, *Acaulospora spp.*, *Scutellospora spp.*, et *Pisolithus tinctorius* (Ba et al., 2000 ; Bourou et al., 2010).

Elle préfère des sols légers sableux et profondes, bien drainés et à réaction acide, neutre ou alcaline mais pousse sur une grande variété de station (plasticité de l'espèce). La pluviométrie lui convenant varie entre 400 (700) à 1600 (2700) mm, et elle supporte 3 à 6 mois de sécheresse. L'essence pousse à des altitudes allant de 0 à 1500 mètres et dans les régions dont les températures moyenne annuelles se situent entre 22 et 26°C ; elle ne supporte pas le gel, par contre elle est renommée par sa résistance au vent.

Indigène à Madagascar, elle est très répandue sauf sur les hautes terres et les versants orientaux présentant des hautes altitudes, basses températures et température trop élevée. Elle trouve son habitat dans la région occidentale et dans le sud (Rakotoniaina et al., 2009). Aujourd'hui, le tamarinier est largement naturalisé plus particulièrement en Amérique centrale et sud, en Afrique et en Inde (Bourou, 2012).



Figure 2.3: Exemple de Pieds de *Tamarindus indica* étudiés à Kirindy

## 2.3.2 Méthodes

### 2.3.2.1 Observations de la présence de la VOC

La forêt a été parcourue afin de sélectionner les spécimens les plus intéressants. Dans le but d'effectuer cette sélection, des mesures de pH des sols proches et distants de nombreux tamarins ont été réalisées avec le kit pH Hellige. La présence de carbonate de calcium a été vérifiée avec un simple test à l'acide chlorhydrique (HCl) 10%. A la suite de ces différents tests, les grands arbres ont été privilégiés comme objets d'études. Il a été en effet remarqué que des carbonates étaient visibles particulièrement au niveau des écorces des arbres de grande taille. Dans un souci de représentativité de nombre d'arbres étudiés, 12 pieds de tamarinier ont été sélectionnés et leurs localisations sont affichées sur la Figure 2.4. Le diamètre à hauteur poitrine (DHP) de ces arbres allait de 50 cm à 90 cm et la hauteur totale de 14 à 17m. Les caractéristiques dendrométriques des douze arbres sont présentées par le tableau 2.1.

Tableau 2.1:Diamètre à hauteur poitrine (DHP) et Hauteur totale des (H) arbres étudiés.

N° Tamarin	DHP(cm)	H totale(m)
1	70	16
2	90	16
3	85	17
4	70	15
5	85	16
6	75	16
7	80	15
8	80	16
9	65	14
10	75	15
11	75	14
12	50	15

Trois fosses, de 80 à 100 cm de profondeur, ont été creusées autour de chaque arbre. Une fosse de contrôle se situant à 15 m de l'arbre a également été creusée, en s'assurant qu'aucune espèce oxalogène-oxalotrophe ne se trouve aux alentours de la fosse (Figure 2.5).

La description des sols par horizons a été réalisée selon le guide de l'Organisation des Nations Unis pour l'Alimentation et Agriculture (FAO, 2006) en identifiant la couleur (déterminée à partir du code Munsell - Munsell Soil Color Charts), le squelette, la texture, la structure, la porosité, la densité des racines, l'abondance de matière organique, le pH, ainsi que la présence de carbonates (test à l'HCl 10%).



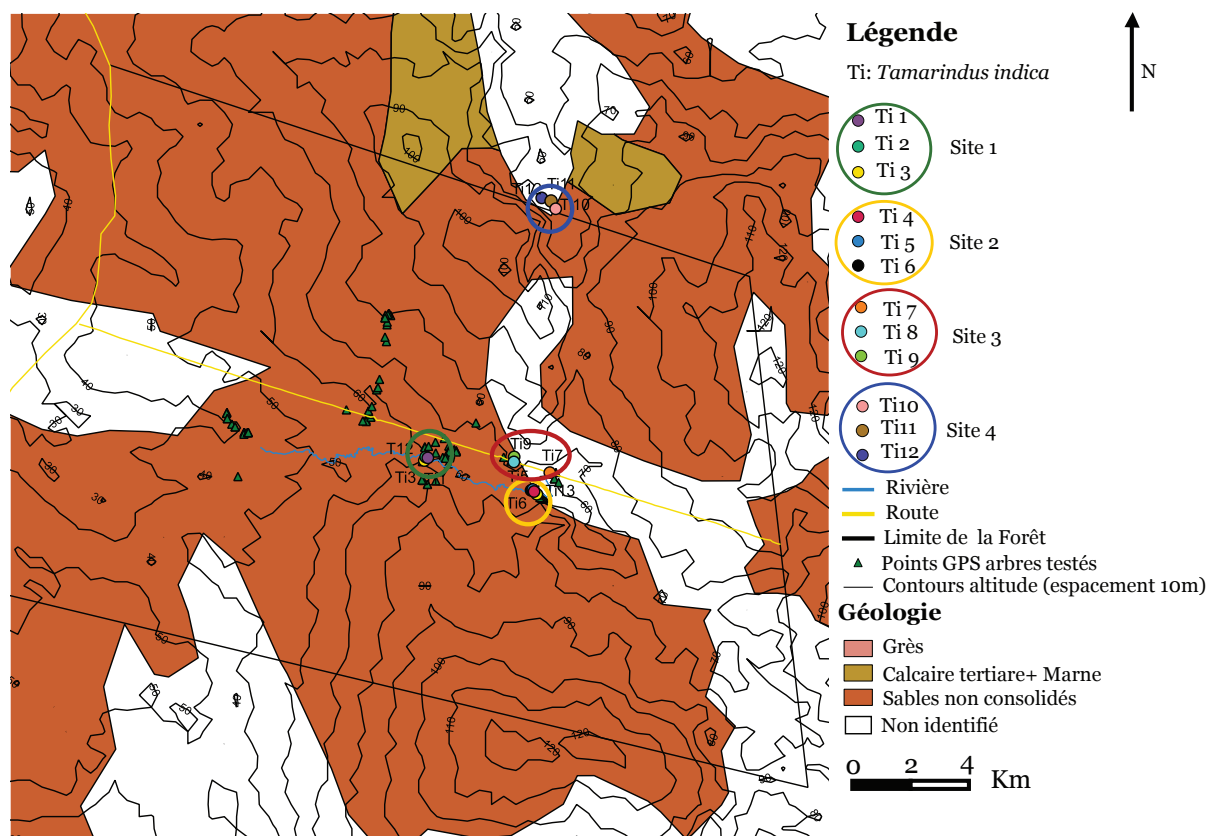


Figure 2.4: Localisation des tamarins testés et des douze arbres sélectionnés.

Trois pieds proches ont été définis comme étant un site. Les douze pieds ont de ce fait formé quatre sites d'études par rapport à leur localisation dans la zone forestière.

### 2.3.2.2 Méthodes d'échantillonnage

#### a. Litière

Les échantillons de litière ont été prélevés à l'aide d'un cadre métallique de dimension 50 cm X 50 cm (Brown, 2005). Il s'agissait de collecter les débris de végétaux : feuilles, écorces, branches, trouvés dans le cadre métallique (Figure 2.6). La litière est constituée de débris dont la structure est aisément reconnaissable à l'œil nu. Les prélèvements ont été effectués pour la litière de chaque profil de sols et ceci avant chaque creusement de la fosse pédologique.

#### b. Sols

Pour chaque profil, un échantillonnage systématique a été favorisé. Des échantillons de sol d'environ 50 g ont été prélevés sur une étendue verticale de 5 cm afin de repérer d'éventuelles variations avec la profondeur des différentes caractéristiques du sol. Les échantillons proviennent de 6 profondeurs : 0-5cm ; 5-10cm ; 10-15cm ; 20-25cm ; 40-45cm et 70-75cm.

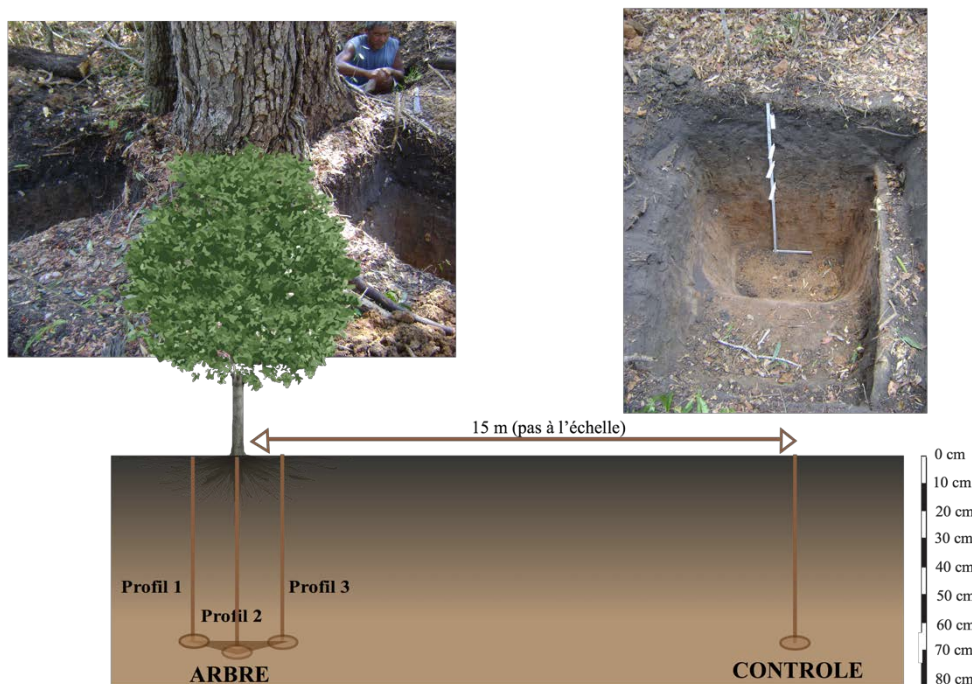


Figure 2.5: Dispositif d'observations et d'échantillonnage des sols sous les arbres et des sols contrôlés.

Le sol contrôle est caractérisé par l'absence d'arbre. L'orientation n'a pas été prise en considération lors du creusement des fosses autour de l'arbre. Des obstacles notamment la présence de grosses racines traçantes ou de la roche mère ont obligé à déplacer les fosses pour permettre de creuser jusqu'à au moins 80 cm de profondeur.



Figure 2.6: Échantillonnage de la litière avec le cadre métallique 50cmx50cm avant creusement d'une fosse contrôle.

### 2.3.2.3 Analyses en laboratoire

Séchés dans une serre au Laboratoire des Radio-Isotopes (LRI) à Madagascar, les échantillons ont été tamisés à 2 mm pour être facilement acheminé par avion en Suisse. Arrivés en Suisse, les échantillons ont été mis à l'étuve de 45°C pendant une semaine, pour s'assurer du séchage optimal des échantillons.



Les analyses ont été effectuées sur les trois premières profondeurs à savoir : 0-5cm, 5-10 cm et 0-15cm. Il a en effet été remarqué que le potentiel de dégradation de l'oxalate, "moteur de la voie", est maximal de 0 à 30 cm de profondeur et on observe la dégradation de 95% de l'oxalate entre 0 cm et 10 cm de profondeur. En revanche au-delà de 10cm, la concentration de l'oxalate reste assez basse et stable (Braissant, 2005). Les analyses en laboratoire autres que pH et granulométrie ont en conséquence portée sur les 15 premiers centimètres du sol afin de mieux observer les effets de la voie oxalate-carbonate.

#### a. Mesure pH

L'acidité du sol a été représentée par le  $pH_{H_2O}$  qui donne l'acidité active. Le  $pH_{H_2O}$  est également plus utile à l'étude des relations sol-plante ou pour comprendre des processus fonctionnels à court terme, comme la lixiviation des cations très mobiles (Gobat et al, 2010). Pour ce faire, un sous-échantillon de 10 g de sol tamisé à 2mm mais non broyé est dilué dans un bécher de 50 ml. Il est ensuite agité pendant une nuit dans 25 mL d'eau déionisée. Le pH mètre (Metrohm 682 Titroprocessor) est d'abord étalonné à partir de solution à pH 4 (acide), à pH 7 (neutre) et à pH 10 (basique). La mesure des pH des sols est ensuite effectuée, sous faible agitation. L'étalonnage a été réalisé après chaque 10 mesures.

#### b. Granulométrie

Une analyse granulométrique a permis de déterminer la taille des constituants minéraux. Pour chaque échantillon, environ 1,5g a été pesé et soumis à trois phases de préparation : (i) la décarbonatation avec de l'acide chlorhydrique à 10% en veillant à ce que le pH ne devienne pas inférieur à 2-3 pour éviter une attaque des particules argileuses ; (ii) la destruction de la matière organique par réaction avec  $H_2O_2$  ; (iii) La dispersion des particules fines par ajout d'hexamétaphosphate de sodium (x %). Après pré-traitement, les sols ont été passés au granulomètre laser Mastersizer 2000 de Malvern. Les classes granulométriques suivantes ont été définies : sables (50 à 2000  $\mu m$ ), limons (2 à 50  $\mu m$ ) et argiles (> 2  $\mu m$ ). Les résultats sont ensuite exprimés en pourcentage massique.

#### c. Minéralogie

La composition minéralogique a été déterminée par diffraction aux rayons X sur poudre (ARL Thermo X'tra). En effet, la mesure des rayons diffractés par un diffractomètre permet l'identification des minéraux. Les analyses ont été effectuées sur des sols broyés à ~20 $\mu m$ . La détermination des phases minéralogiques se fait par déconvolution des pics à l'aide de la fonction mathématique Pearson, et du programme PeakFit v4.12. Il est ainsi possible de différencier les pics partiellement superposés. Les résultats, semi-quantitatifs, sont donnés en coups par seconde en fonction de l'angle d'incidence, avant d'être transformés en pourcentage grâce au passage de minéraux standards lors de l'analyse (De los Rios, 2012). Cependant, les minéraux mal cristallisés ne peuvent pas être efficacement détectés ou quantifiés car la variation du signal obtenue est moins précise (Dietrich, 2012). Cette méthode a été privilégiée

pour la quantification du carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ).

d. Capacité d'Échange Cationique (CEC) et cations basiques échangeables

La méthode par extraction au chlorure de cobaltihexamine a été adoptée pour la mesure de la CEC. Cette méthode se base sur le principe du déplacement des cations retenus par l'échantillon de sol par les ions cobalt libres d'une solution aqueuse. Un dosage colorimétrique du cobalt qui n'aurait pas été échangé avec les autres cations du sol est par la suite effectué.

La quantité de cobalt a été déterminée grâce à L'ICP-OES (Inductively Coupled Plasma Optical Emission Spectrometry). L'analyse par ICP-OES consiste à ioniser un échantillon à l'aide d'un plasma puis à mesurer l'énergie du photon émis lors du retour à l'état normal des éléments ionisés. Il est recommandé pour la mesure des éléments majeurs mais également de métaux de traces. Il a été également choisi pour doser les ions calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ), magnésium ( $\text{Mg}^{2+}$ ), potassium ( $\text{K}^+$ ) et sodium ( $\text{Na}^+$ ).

e. Dosage des oxalates des litières

Les litières ont été broyées très finement à la pulverisette Fritsch 9 (5-10 $\mu\text{m}$ ) pour pouvoir effectuer la mesure de l'oxalate. Une méthode enzymatique commercialisée par LIBIOS a été utilisée pour doser les oxalates dans les échantillons de litières. Après extraction pendant 12h à l'HCl 1M, l'échantillon est centrifugé puis filtré à 0.2 $\mu\text{m}$ . Le filtrat obtenu est ensuite analysé avec des kits colorimétriques de détermination de l'oxalate. Ces kits utilisent l'action d'une oxalate oxydase qui produit du  $\text{CO}_2$  et  $\text{H}_2\text{O}_2$ . L' $\text{H}_2\text{O}_2$  produit réagit avec du 3-méthyl-2-benzothiazolinone hydrazone (MBTH) et du 3-(diméthylamino)-benzoate (DMAB) grâce à une peroxydase pour produire de l'indamine. L'indamine est une molécule colorée ; sa production est proportionnelle à la quantité d'oxalate initiale dans le filtrat. Elle est dosée par absorbance grâce au spectrophotomètre Perkin Elmer UV/Vis Lambda 25 à 590 nm (Braissant ; 2005, Rowley et al., 2016).

f. Pyrolyse Rock Eval

L'étude de la COS a été effectuée par pyrolyse Rock Eval (RE) avec Rock-Eval 6 Pyrolyser (Vinci Technologies). Initialement conçue pour l'exploration pétrolière, elle est maintenant utilisée en routine pour étudier la MO des sédiments récents et des sols (Disnard et al., 2003). En effet, la pyrolyse RE permet de caractériser le degré d'évolution des matières organiques matures dans les sols et les sédiments (Disnar et al. 2003 ; Sebag et al., 2006 ; Sebag et al., 2016). Cette technique semi-automatisée permet d'étudier sans traitement préalable la composition globale de la MO (Espitalié et al., 1985). La méthode consiste en un craquage thermique de la MO en deux étapes successives, suivies de la quantification des composés produits lors de ce craquage. L'échantillon préalablement broyé (env. 100 mg) est d'abord pyrolysé sous atmosphère inerte ( $\text{N}_2$ ) selon un gradient linéaire de température (25°C/min) entre 200 et 650°C. Durant cette phase de pyrolyse, les quantités de gaz libérés par craquage de la MO sont mesurées par un détecteur à ionisation de flamme (FID) pour les hydrocarbures (HC) et par des cellules

infrarouges pour le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) et le monoxyde de carbone (CO). Les résidus de pyrolyse sont ensuite soumis à une combustion sous flux d'O<sub>2</sub> selon un gradient linéaire de température entre 400 et 850°C. Durant cette phase d'oxydation, les flux de CO<sub>2</sub> et CO sont mesurés par des détecteurs à infrarouge. Les courbes d'émission des effluents de pyrolyse et d'oxydation sont établies entre des températures bien déterminées et correspondent respectivement aux HC libres (S1), aux HC libérés lors du craquage de la MO (S2), au CO et CO<sub>2</sub> produits lors de la pyrolyse (S3CO et S3CO<sub>2</sub>), ainsi qu'au CO et CO<sub>2</sub> produits lors de l'oxydation (S4CO et S4CO<sub>2</sub>). Des paramètres standards du RE peuvent être ensuite calculés. Le Carbone Organique Total (COT en % de poids sec) représente la somme de toutes les fractions de carbone (HC, CO et CO<sub>2</sub>) produites lors de la pyrolyse (C pyrolysé) et de l'oxydation (C résiduel). L'indice d'Hydrogène (IH) correspond à la quantité de HC libérée rapportée au COT (en mg HC/g Corg) ; l'indice d'Oxygène (IO) correspondant à la quantité d'oxygène libérée sous forme de CO et de CO<sub>2</sub> rapportée au COT (en mg CO<sub>2</sub>/g Corg). La quantité de C minéral (MINC %) est obtenue par addition du CO<sub>2</sub> libérée au-dessus de 400°C durant la pyrolyse (C organique) et du CO<sub>2</sub> à partir de la décomposition du carbonate durant la phase d'oxydation de 650°C à 850°C (Lafargue et al, 1998).

Deux nouveaux indices définis par Sebag et al (2016), relatifs à stabilité thermique de la MOS ont été également calculés. Ces indices sont issus des 4 composants relatifs aux principaux types des constituants organiques (Albrecht et al., 2015). Pour cela, l'aire sous la courbe d'émission S2 ont été subdivisées en 4 sections en utilisant des limites de température fréquemment utilisés en littérature (Sebag et al.,2016) : A1 : température de craquage entre 200-340°C ; A2 : température de craquage entre 340-400°C ; A3 : température de craquage entre 400-460°C ; A4 : entre 460-550 °C. L'indice I est obtenu par la formule  $I = \log_{10} [(A1+A2) / A3]$  et évalue le degré de préservation des fractions labiles (A1 et A2) de la MO. L'indice R est issue de la formule  $R = (A3+A4) / 100$  qui évalue la contribution des fractions résistante (A3) et réfractaire (A4) de la MO.

### 3. Résultats

---

### 3. Résultats

#### 3.1 Investigation sur la voie oxalate carbonate en forêts tropicales malgaches : la potentielle contribution de *Tamarindus indica*

Cette partie est prévue pour une prochaine soumission à un journal scientifique et a été rédigée en anglais.

#### 3.1 Investigation on the oxalate-carbonate pathway in Malagasy tropical forests: the potential contribution of *Tamarindus indica*

Authors: Finaritra Randevoson<sup>1</sup>, Guillaume Cailleau<sup>1</sup>, Herintsitohiana Razakamanarivo<sup>2</sup>, Gabrielle Rajoelison<sup>3</sup>, Eric Verrecchia<sup>1</sup>

Institute or laboratory:

<sup>1</sup>Institute of Earth Surface Dynamics (IDYST), University of Lausanne, Géopolis Building, 1015 Lausanne, Switzerland

<sup>2</sup>Laboratoire des Radiosotopes, BP 3383 Route d'Andraisoro, 101 Antananarivo, Madagascar

<sup>3</sup>Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques, BP 175, University of Antananarivo Ankatso, 101 Antananarivo, Madagascar

#### Abstract

The Oxalate Carbonate Pathway (OCP), a biogeochemical process that can reduce soil acidity, and eventually lead to carbonate accumulation, is documented in Madagascar. This study aims at the establishment of a database of tree species supporting OCP ecosystems at four Malagasy sites as well as identifying the most mineralizing Malagasy trees. Acid test with 10% HCl on tree and soil was carried out in order to detect the presence of carbonate. The field pH of the topsoil was also measured. Soil samples taken near the tree and 5m away from the tree (control soil) were analysed and compared. With a focus on silicate and calcareous environments, twenty-seven species were found to be positive for the presence of carbonate in plant tissues. Moraceae and Fabaceae, the most represented families, are suspected to have important oxalogenic species favourable to the establishment of oxalotrophy. Carbonate accumulation was detected in the adjacent soil of seven species, with local alkaline soil pH below the tree compared to their associated control soils. Among the identified species, *Tamarindus indica* presents the highest effervescence with the 10% HCl test and the highest soil alkalinisation and has been identified as the most active Malagasy oxalogenic tree. Further investigations demonstrate the coexistence of calcium oxalate monohydrate (whewellite) and carbonate in *T. indica* barks, two fundamental compounds of the OCP. The presence of oxalotrophic bacteria was also confirmed inside the soils. In conclusion, this study confirms that OCP ecosystem can develop in barks and soils. The associated carbonate accumulation in plant tissues potentially

contributes to carbonate input in soils through the litter build-up in the close vicinity of the tree. Finally, results confirm that OCP is a common and widespread phenomenon, as it is associated to many tree species growing on both acidic and alkaline soils.

Keywords: Oxalate-carbonate pathway (OCP), Madagascar, calcium oxalate, calcium carbonate, *Tamarindus indica*

### 3.1.1 Introduction

For the last few decades, particular attention has been focused on a natural process called the oxalate carbonate pathway (OCP). This process was discovered during the 90's (Verrecchia, 1990) and widely confirmed in African soils at the beginning of this century (Braissant et al., 2004, Cailleau et al, 2004., Verrecchia et al., 2006), especially in Ivory Coast and Cameroon, on which Irokos (*Milicia excelsa*) grows. In the OCP, oxalate, produced by oxalogenic trees, is oxidized by soil oxalotrophic bacteria in interaction with fungi. This process results in a local soil alkalisation leading to pedogenic accumulations of calcium carbonate ( $\text{CaCO}_3$ ), (Braissant et al, 2004, Cailleau et al., 2004, Verrecchia et al, 2006), two fundamental compounds of the OCP (Cailleau et al, 2014; Hervé et al, 2017) and possibly to a long-term soil carbon sequestration when the source of calcium (Ca) is provided by silicate rocks (Cailleau et al, 2004; Cailleau et al, 2014; Rowley et al, 2016). Considering that calcium oxalate ( $\text{CaOx}$ ) crystals are distributed among all taxonomic levels of photosynthetic organisms (Pobeguín, 1943; Khan, 1995; Franceschi & Nakata, 2005), it is reasonable to assume that *M. excelsa* is not the only tree that can support OCP ecosystems (Cailleau et al., 2014). Indeed, OCP ecosystems has been found in various tropical countries including Bolivia (Cailleau et al., 2014), India (Hervé et al., 2017) Haiti and Mexico (Rowley et al., 2016), as well as USA (Garvie, 2003) and Israel (Verrecchia, 1990) indicating the ubiquitous nature of the oxalotrophy. The search for OCP ecosystems is since carried out in Madagascar. Madagascar is the world's fourth largest island, with an area of ca. 590 000 km<sup>2</sup>, extending 1570 km from 11°57'S to 25°32'S and 560 km from 42°14'E to 50°27'E at the south-eastern coast of Africa. The island exhibits a remarkable array of vegetation habitats, ranging from humid tropical forests in the East, where mean annual precipitation exceeds 3500 mm, to arid semi-deserts in South that receive less than 350 mm of rainfall per year (Ingram & Dawson, 2005). With 12000 plant species and endemism >80%, its flora is one of the richest and most exceptional in the world in comparison with its surface area (Goodman & Benstead, 2005; Consiglio et al., 2006). Furthermore, a large variety of exotic plants has been introduced and planted in Madagascar (Tassin et al., 2009). In addition, Madagascar presents a diversity of soil types with predominance of ferrallitic (46.5% of whole territory) and ferruginous soils (27.8% of the territory; Ramifehiarivo et al., 2016), which are generally acidic. This acidity is however less marked in ferruginous soils (Rabezandrina, 1993). The hypothesis of the presence of carbonate accumulations through

OCP, based on botanical richness and predominance of acidic soils, led to exploratory studies at four Malagasy sites. The aim of the present study is twofold: (i) the development of a database of species associated to oxalogenic-oxalotrophic ecosystem in Madagascar; and (ii) the identification of the most mineralizing tree species. Identifying active and effective oxalogenic-oxalotrophic ecosystem in a new geographic context can lead to a better understanding of the processes enhancing such a pathway.

### 3.1.2 Materials and Methods

#### 3.1.2.1 Species and site selection

Preliminary works were conducted before starting the exploratory phase. This step was important to ensure that chosen sites were favourable for the presence of the OCP. Based on a list of identified OCP tree species (Braissant, 2005; Cailleau et al., 2014), the potential presence of these species in Madagascar was first tested through interviews with people working in forestry research and biodiversity conservation. Some species from the list do not exist in Madagascar, others are not clearly localized or their introduction essay failed (Iroko tree for example, Chauvet, 1968). Following these observations, genus and family of the identified species supposed to be OCP-compatible were taken into consideration in order to extend the survey. A new list of species was established (Table 3.1). Occurrence areas of potential species were verified through Tropicos database (<http://www.tropicos.org/Project/MADA>). Existing maps of Malagasy vegetation and soils were used in order to find the distribution of retained species and led us to the choice of the study sites. Four sites were selected: East Fenerive, Majunga, Morondava, and Sakaraha (Figure 3.1). Their respective characteristics are presented in Table 3.2. Two fieldworks were carried out in Morondava. The selected localities were recognized as having a sufficient number of species to prospect while being easily accessible. Although previous studies on OCP focused on acidic environments, Malagasy selected study sites included both acidic environment and alkaline soils.

#### 3.1.2.2 Field screening

Forests were extensively visited and an acid test with 10% hydrochloric acid (HCl) was carried out on the bark, wood, and top soils of the large trees found. During preliminary work, the screening focused on retained species, genus, and families; however, all encountered large trees were tested. A pH paper was used to determine whether the soil near to the tree had a higher pH than the distant soil. Diameter at Breast Height (DBH) and Total Height (HT) were measured for trees when carbonate was detected. Furthermore, soil profiles were dug near the trunk (0 m) and 5 m away from trees presenting OCP evidence in the soil. Soil samples were collected at three different depths: 0-10 cm, 10-20cm, and 20-30cm. Finally, the tree specimen presenting the highest reaction with 10% HCl and the highest alkalization of the soil was selected for bark and litter sampling for further laboratory analyses.

Table 3.1: List of species retained for the exploration phase.

<b>Species</b>	<b>Genus</b>	<b>Family</b>
<i>Acacia spp</i>	Acacia	Fabaceae
<i>Adansonia digitata</i>	Adansonia	Bombaceae
<i>Azelia bijuga</i>	Azelia	Fabaceae
<i>Anacardium occidentale</i>	Anacardium	Anacardiaceae
<i>Azadirachta indica</i>	Azadirachta	Meliaceae
<i>Broussonetia greveana</i>	Broussonetia	Moraceae
<i>Canarium madagascariensis</i>	Canarium	Burseraceae
<i>Casuarina equisetifolia</i>	Casuarina	Casuarinaceae
<i>Cedrelopsis grevei</i>	Cedrelopsis	Meliaceae
<i>Ceiba pentandra</i>	Ceiba	Bombacaceae
<i>Dalbergia spp</i>	Dalbergia	Fabaceae
<i>Delonix regia</i>	Delonix	Fabaceae
<i>Ficus spp</i>	Ficus	Moraceae
<i>Gmelina arborea</i>	Gmelina	Verbenaceae
<i>Heritiera littoralis</i>	Heritiera	Sterculiaceae
<i>Khaya madagascariensis</i>	Khaya	Meliaceae
<i>Melia azedarach</i>	Melia	Meliaceae
<i>Pterygota madagascariensis</i>	Pterygota	Sterculiaceae
<i>Tamarindus indica</i>	Tamarindus	Fabaceae
<i>Tectona grandis</i>	Tectona	Verbenaceae
<i>Terminalia spp</i>	Terminalia	Combretaceae
<i>Trema orientalis</i>	Trema	Ulmaceae
<i>Trilepisium madagascariensis</i>	Trilepisium	Moraceae
<i>Xylocarpus granatum</i>	Xylocarpus	Meliaceae



Table 3.2 Study site settings. Location, mean annual temperature (MAT), mean annual precipitation (MAP), lithology, soil types, vegetation, and references.

Site	Forest Name	Coordinate	MAT [°C]	MAP [mm]	Lithology	Soil types	Vegetation	References
East Fenerive	Tampolo	17°17' S, 49°25' E	24	3600	Sandstone	Oxisols Sandy coastal soils	Littoral rainforest	Rajoelison, 1997 de Gouvenain & Silander Jr, 2003
Majunga	Ankarafantsika	16°15' S, 46°55' E	27	1220-2255	Limestone Sandstone	White sands	Dry deciduous forest	Lourenço & Goodman, 2006 Crowley et al., 2012
Morondava	Kirindy	20°3' & 20°10' S 44°28' & 44°46' E	24.7	767	Sandstone Marine deposits Alluvial deposits	Arenosols Lixisols	Dry deciduous forest	Koechlin et al., 1997 Sorg & Rohner, 2002 Raharimalala et al., 2010 Gay-des-Combes et al., 2017
Sakaraha	Zombitse-Vohibasia	22°45' & 22°49' S 44°37' & 44°49' E	24.4	773	Sandstone	Sandy brown-red soils Alluvial soils	Dense deciduous forest Xerophilous bushland	Crottini et al., 2010

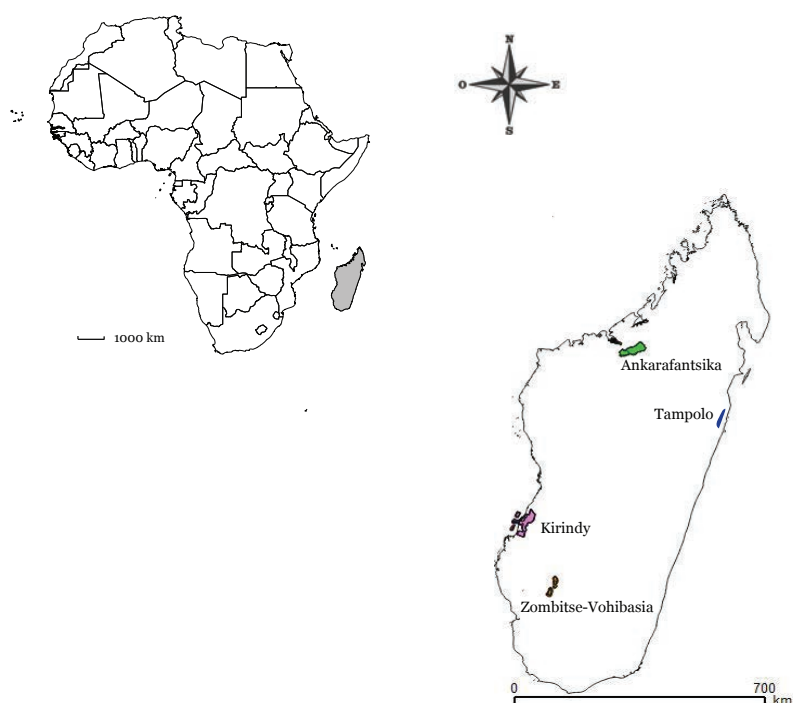


Figure 3.1: Location map of four study sites in Madagascar.

### 3.1.2.3 Soil analysis

The collected soil samples were air-dried and sieved to 2 mm for laboratory analyses. Soil pH was measured with 10 g of soil mixed with 25 ml of distilled water using an electronic pH meter. Additionally, carbonate content was measured using a Bernard calcimeter. This method consists of quantifying the CO<sub>2</sub> released when the sample is treated with hydrochloric acid. In a closed system, under a constant pressure and temperature, and if there are no other gases involved, the quantity of CO<sub>3</sub><sup>2-</sup> is directly proportional to the volumetric increase resulting from the release of the CO<sub>2</sub> (Lamas et al., 2005).

#### 3.1.2.4 Tree tissue observations

Bark was collected from the identified most mineralizing tree in order to observe calcium oxalate (CaOx) crystals and carbonate forms using a scanning electron microscopy (SEM). The identification of CaOx crystals is based on Verrecchia et al (1993).

#### 3.1.2.5 Enzymatic oxalate analysis

Calcium oxalate concentrations from selected tree's litters were quantified using a Libios Enzymatic Oxalate Kit (EOK). After extraction with 5 mL of 1 M hydrochloric acid (HCl) during 12h, extractants were centrifuged, filtered and then analysed. The EOK works by means of oxalate oxidation by an enzyme (an oxalate oxidase) into CO<sub>2</sub> and hydrogen peroxide, which is subsequently oxidized by peroxidase, 3-methyl-2-benzthiazolinone hydrazine (MBTH) and 3-dimethylamino benzoic acid (DMAB) into an indamine dye with a maximum absorbance at 590 nm. Its production is proportional to the initial quantity of oxalate in the filtrate (Braissant, 2005; Rowley et al., 2016).

#### 3.1.2.6 Identification of oxalotrophy

Oxalotrophic bacteria must be present to attest to the existence of oxalogenic-oxalotrophic ecosystems (Cailleau et al., 2014). This presence was determined using a sample from the soil organo-mineral layer spread over a Schlegel AB medium (Aragno & Schlegel, 1992) in a Petri dish containing calcium oxalate as the sole carbon and energy source. The oxalate consumption by bacteria strains was detected by the presence of oxalate dissolution halo (Braissant, 2004).

### 3.1.3 Results

#### 3.1.3.1 Field observations

Seventy-nine (79) tree species were screened during the exploratory step to find evidence of the presence of OCP. Among them, seven (7) species were found to be positive to the presence of OCP; with three (3) species in Sakaraha and Majunga, and four (4) in Morondava. Carbonate has been detected in these species in both their plant tissues and soils (Table 3. 3). The Moraceae family and the Ficus genus predominated, with *Ficus sycomorus* found in Morondava and Sakaraha. Carbonate was detected either in the wounds, the peeling bark, or the wood, of twenty (20) different species (Table 3. 3) belonging to seventeen (17) genus and fourteen (14) families. It suggests the presence of the OCP despite the absence of calcium carbonate in soils. Moreover, during this screening, it was also observed that no HCl 10% reaction occurred with fifty-two species (52) belonging to forty (40) genus and thirty (30) families (Table 3.4). All trees tested in East Fenerive were listed among non-OCP species. Finally, *Tamarindus indica* found in Morondava seemed to be the tree specimen presenting the highest reaction with 10% HCl and the highest pH increase below the canopy.

## 3.1.3.2 Soil variables associated with Malagasy OCP species in the study sites

Here we consider all the species presenting an accumulation of calcium carbonate inside the soil (Table 3.3). The soil pH and the soil CaCO<sub>3</sub> contents measured below each tree and 5 m away from the tree have been compared in Figure 3.2. All the soils close to trees present a higher pH than their distant counterpart. Carbonate was present in soils under trees growing on carbonate-free parent material.

Table 3.3: List of tree species associated with active OCP presenting carbonate in plant tissues or/and soils.

Site	Species	Genus	Family	10%HCl reaction	
				Plant tissue	Soil
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	Antidesma	Euphorbiaeae	+	+
	<i>Ficus sycomorus</i>	Ficus	Moraceae	+	+
	<i>Tamarindus indica</i>	Tamarindus	Fabaceae	+	+
	<i>Dalbergia madagascariensis</i>	Dalbergia	Fabaceae	+	-
	<i>Dalbergia chlorocarpa</i>	Dalbergia	Fabaceae	+	-
	<i>Tectona grandis</i>	Tectona	Lamiaceae	+	-
	<i>Vitex sp</i>	Vitex	Lamiaceae	+	-
	<i>Commiphora aprevalii</i>	Commiphora	Burseraceae	+	-
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana</i>	Casuarina	Casuarinaceae	+	+
	<i>Ficus polita</i>	Ficus	Moraceae	+	+
	<i>Ficus sycomorus</i>	Ficus	Moraceae	+	+
	<i>Ficus mormota</i>	Ficus	Moraceae	+	-
	<i>Broussonetia greveana</i>	Broussonetia	Moraceae	+	-
Morondava	<i>Ceiba pentandra</i>	Ceiba	Bombacaceae	+	+
	<i>Ficus sycomorus</i>	Ficus	Moraceae	+	+
	<i>Tamarindus indica</i>	Tamarindus	Fabaceae	+	+
	<i>Casuarina equisetifolia</i>	Casuarina	Casuarinaceae	+	+
	<i>Strychnos vacacoua</i>	Strychnos	Loganiaceae	+	-
	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	Baudouinia	Fabaceae	+	-
	<i>Boscia madagascariensis</i>	Boscia	Capparidaceae	+	-
	<i>Brachylaena sp</i>	Brachylaena	Asteraceae	+	-
	<i>Breaonia perrieri</i>	Breaonia	Rubiaceae	+	-
	<i>Clerodendron sp</i>	Clerodendron	Verbenaceae	+	-
	<i>Cordia myxa</i>	Cordia	Boraginaceae	+	-
	<i>Evonymopsis longipes</i>	Evonymopsis	Celastraceae	+	-
	<i>Foetida asymerica</i>	Foetida	Lecythidaceae	+	-
	<i>Foetida retusa</i>	Foetida	Lecythidaceae	+	-
	<i>Gyrocarpus americanus</i>	Gyrocarpus	Hernandiaceae	+	-
	<i>Hymenodicton decaryanum</i>	Hymenodicton	Rubiaceae	+	-
<i>Terminalia rhopalophora</i>	Terminalia	Combretaceae	+	-	
<i>Vitex beraviensis</i>	Vitex	Lamiaceae	+	-	

+: Positive reaction

-: Negative reaction

Table 3.4: List of tree species tested without evidence of OCP presence

Site	Species	Genus	Family
<b>Majunga</b>	<i>Acacia mangium</i>	Acacia	Fabaceae
	<i>Ceiba pentandra</i>	Ceiba	Bombacaceae
	<i>Diospyros sp</i>	Diospyros	Ebenaceae
	<i>Gmelina arborea</i>	Gmelina	Verbenaceae
	<i>Anacardium occidentale</i>	Anacardium	Anacardiaceae
<b>Sakaraha</b>	<i>Acacia mangium</i>	Acacia	Fabaceae
	<i>Cedrelopsis grevei</i>	Cedrelopsis	Rutaceae
<b>Morondava</b>	<i>Alleanthus greveanus</i>	Alleanthus	Moraceae
	<i>Albizzia bernieri</i>	Albizzia	Mimosaceae
	<i>Albizzia boivini</i>	Albizzia	Mimosaceae
	<i>Apoloxylon madagascariensis</i>	Apoloxylon	Fabaceae
	<i>Apoloxylon tuberosum</i>	Apoloxylon	Fabaceae
	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	Astrotrichilia	Meliaceae
	<i>Berchemia discolor</i>	Berchemia	Rhamnaceae
	<i>Bivna jalberti</i>	Bivna	Flacourtiaceae
	<i>Capurodendron perrieri</i>	Capurodendron	Sterculiaceae
	<i>Capurodendron rubrocostatum</i>	Capurodendron	Sapotaceae
	<i>Cedrelopsis grevei</i>	Cedrelopsis	Ptaeroxylaceae
	<i>Cedrelopsis mampany</i>	Cedrelopsis	Ptaeroxylaceae
	<i>Cedrelopsis microfoliolata</i>	Cedrelopsis	Ptaeroxylaceae
	<i>Clubrina decipiens</i>	Clubrina	Rhamnaceae
	<i>Colvillea racemosa</i>	Colvillea	Fabaceae
	<i>Commiphora symplicifolia</i>	Commiphora	Bursaceae
	<i>Cordyla madagascariensis</i>	Cordyla	Fabaceae
	<i>Dalbergia greveana</i>	Dalbergia	Fabaceae
	<i>Dalbergia purpureascens</i>	Dalbergia	Fabaceae
	<i>Delonix boivinina</i>	Delonix	Fabaceae
	<i>Diospyros sakalavarum</i>	Diospyros	Ebenaceae
	<i>Dombeya rotunda</i>	Dombeya	Sterculiaceae
	<i>Drypetes sp</i>	Drypetes	Euphorbiaceae
	<i>Dyospiros greveana</i>	Dyospiros	Ebenaceae
	<i>Euphorbia antso</i>	Euphorbia	Euphorbiaceae
	<i>Givotia madagascariensis</i>	Givotia	Euphorbiaceae
	<i>Grewia cyclea</i>	Grewia	Tiliceae
	<i>Grewia sp</i>	Grewia	Tiliceae
	<i>Noronhia alleizettei</i>	Noronhia	Oleaceae
	<i>Operculicarya gumifera</i>	Operculicarya	Anacardiaceae
	<i>Pachypodium rutenbergianum</i>	Pachypodium	Apocynaceae
	<i>Perriera madagascariensis</i>	Perriera	Sumaribaceae
	<i>Polyscias ornifolia</i>	Polyscias	Asteraceae
	<i>Pourpartia sylvatica</i>	Pourpartia	Anacardiaceae
	<i>Quisvianthe papinae</i>	Quisvianthe	Meliaceae
	<i>Rhopalocarpus lucidus</i>	Rhopalocarpus	Sphaerocephalaceae
	<i>Rhus perrieri</i>	Rhus	Anacardiaceae
	<i>Securinega perrieri</i>	Securinega	Euphorbiaceae
	<i>Stereospermum euphorboides</i>	Stereospermum	Bignoniaceae
	<i>Strychnos decussata</i>	Strychnos	Strychnaceae
	<i>Terminalia mantaly</i>	Terminalia	Combretaceae
	<i>Zanthoxylum decaryi</i>	Zanthoxylum	Rutaceae
	<i>Intsia bijuga</i>	Intsia	Fabaceae
<b>East Fenerive</b>	<i>Terminalia mantaly</i>	Terminalia	Combretaceae
	<i>Terminalia superba</i>	Terminalia	Combretaceae
	<i>Terminalia cattapa</i>	Terminalia	Combretaceae

In Sakaraha, the soil pH ranges from 6.6 to 7.2 (mean=6.8 ± 0.2) in the distant soil and from 6.6 to 7.7 (mean=7.3 ± 0.3) for the soil near the trees. *Casuarina cunninghamiana* and *Ficus polita* display pH variations from 0 to 1 unit and *Ficus sycomorus* shows variation from 0 to 0.6 units. The highest average carbonate content was recorded for *Ficus polita* with 12.62 ± 1.57 g.kg<sup>-1</sup>.

In Majunga, a calcareous environment, the highest pH shift recorded between adjacent soil and distant soil reached 2 units. *Ficus sycomorus* showed the highest pH, with values up to 9.3, and 59.2 g.kg<sup>-1</sup> of accumulated CaCO<sub>3</sub>. The highest values displayed by *Tamarindus indica* were 8.6 for pH and 74.8 g.kg<sup>-1</sup> for carbonate content.

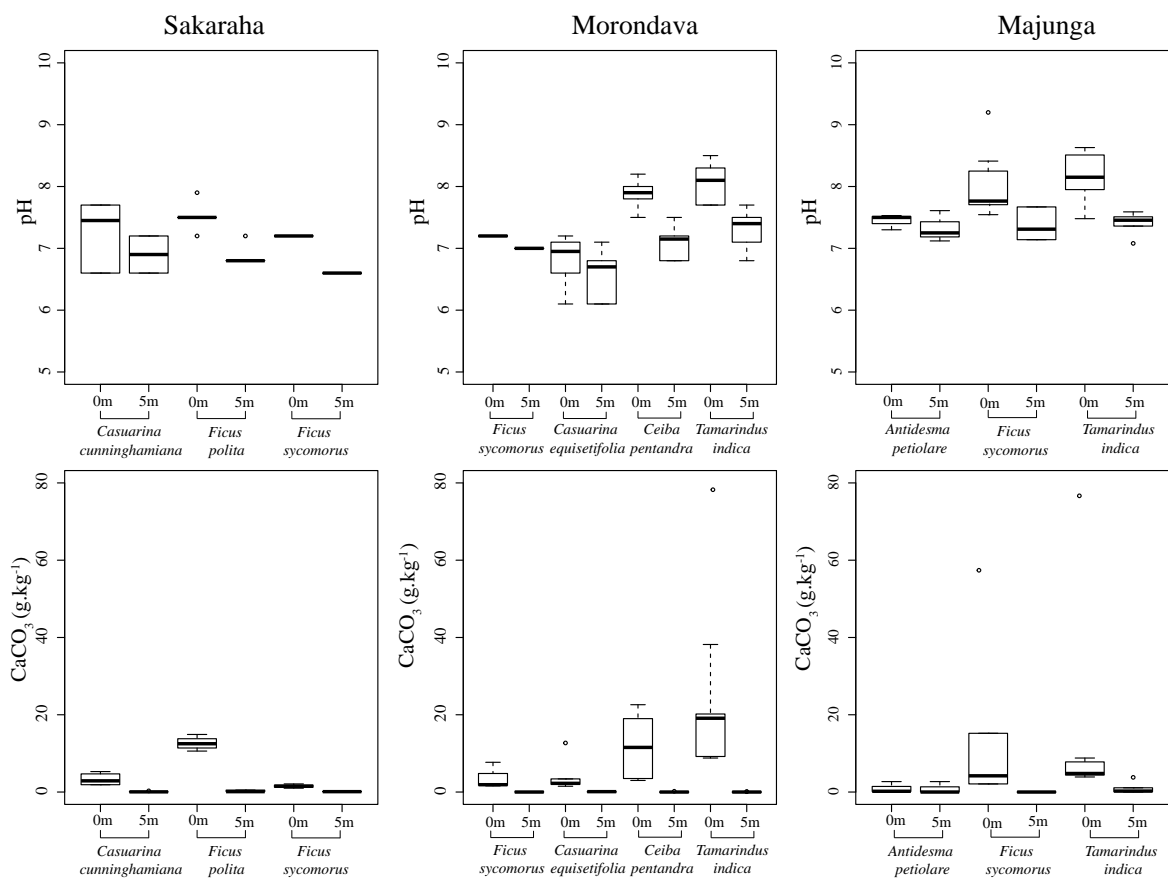


Figure 3.2: Box plot graphs displaying edaphic variables : pH and CaCO<sub>3</sub> associated with OCP from adjacent and control (5m distance from the tree) soils at Sakaraha, Morondava and Majunga, where active OCP species were identified.

### 3.1.3.3 *Tamarindus indica* observations

Although seven species were observed with an active OCP in Malagasy sites, it was *Tamarindus indica* that reacted the strongest to 10% HCl and presented the highest CaCO<sub>3</sub> accumulation inside the soil. Based on data collected during field works, *Tamarindus indica* growing in

Morondava has been selected as the most mineralizing tree. It should be noted that the *Tamarindus indica* in Majunga could also have been selected, but due to the high pH values in the control soil, trees in Morondava seem to be more appropriate in order to identify significant OCP impacts. Moreover, abundant calcium oxalate (CaOx) crystals were clearly visible when bark tissues were observed under SEM (Figure 3. 3). Their crystallographic habits corresponded to the monohydrate form of CaOx (whewellite). Additionally, calcium carbonate was found in bark tissues (Figure 3. 4) and roots (Figure 3. 5), the way they were observed in soils. In the litter, CaOx concentration ranges from 0.56 g.kg<sup>-1</sup> to 3.56 g.kg<sup>-1</sup>. Furthermore, soil sample cultures performed in the laboratory revealed the presence of active oxalotrophic bacteria, demonstrated by clear zones obtained during their calcium oxalate uptake (Figure 3. 6).

### 3.1.4 Discussion

#### 3.1.4.1 Active OCP species in Malagasy sites

Screening results indicate that many species, genus and families are involved in the OCP process. However, the active OCP species inventory shows the dominance of some genus and families. Moraceae and Fabaceae families are well represented among identified OCP species families in other countries and also dominated in Malagasy study sites. Indeed, the Moraceae is already represented by *Milicia excelsa*, the model oxalogenic tree in African OCP sites (Braissant et al., 2004; Cailleau et al., 2004; Ferro, 2012; Cailleau et al., 2014; Pons et al., 2018) and *Brosimum alicastrum* Sw in Haïti and Mexico (Rowley et al., 2016); this family also predominates in Malagasy sites with the *Ficus* genus. In the OCP context, an important aspect to keep in mind is the efficiency of the tree itself to produce oxalate in significant quantities and to create a sufficient flux of CaOx into the soil (Cailleau et al., 2014), in order to reach a pH for which carbonate precipitation is possible. CaOx produced by an oxalogenic tree plays a central role. Although the presence of calcium oxalate crystals has been reported in more than 215 plant families (Nakata, 2003), making them the most widespread organic salt in higher plants (Horner & Wagner, 1995; Ilarslan et al., 1997; Franceschi & Nakata, 2005; Anitha et al., 2014), their crystal shape and distribution are often very specific-dependent, leading some researchers to use them as criteria for classification (Wu & Kuo-Huang, 1997; Sharawy, 2004; Monje & Baran, 2004; Lersten & Horner, 2007; Kotina et al., 2015). CaOx crystal shape and nature also depend on a combination of genetic and environmental factors (Franceschi & Horner, 1980; Franceschi & Nakata, 2005) and concentrations of calcium oxalate crystals vary depending on the growth habits of the plant (Pérez Cuadra & Cambi, 2017).

Moraceae and Fabaceae families therefore appear to show a predisposition towards substantial oxalogenesis, leading to significant CaOx production. Moraceae have long been reputed for calcium crystals, which occur in the leaves and their most common form is calcium oxalate (Sharawy, 2004).

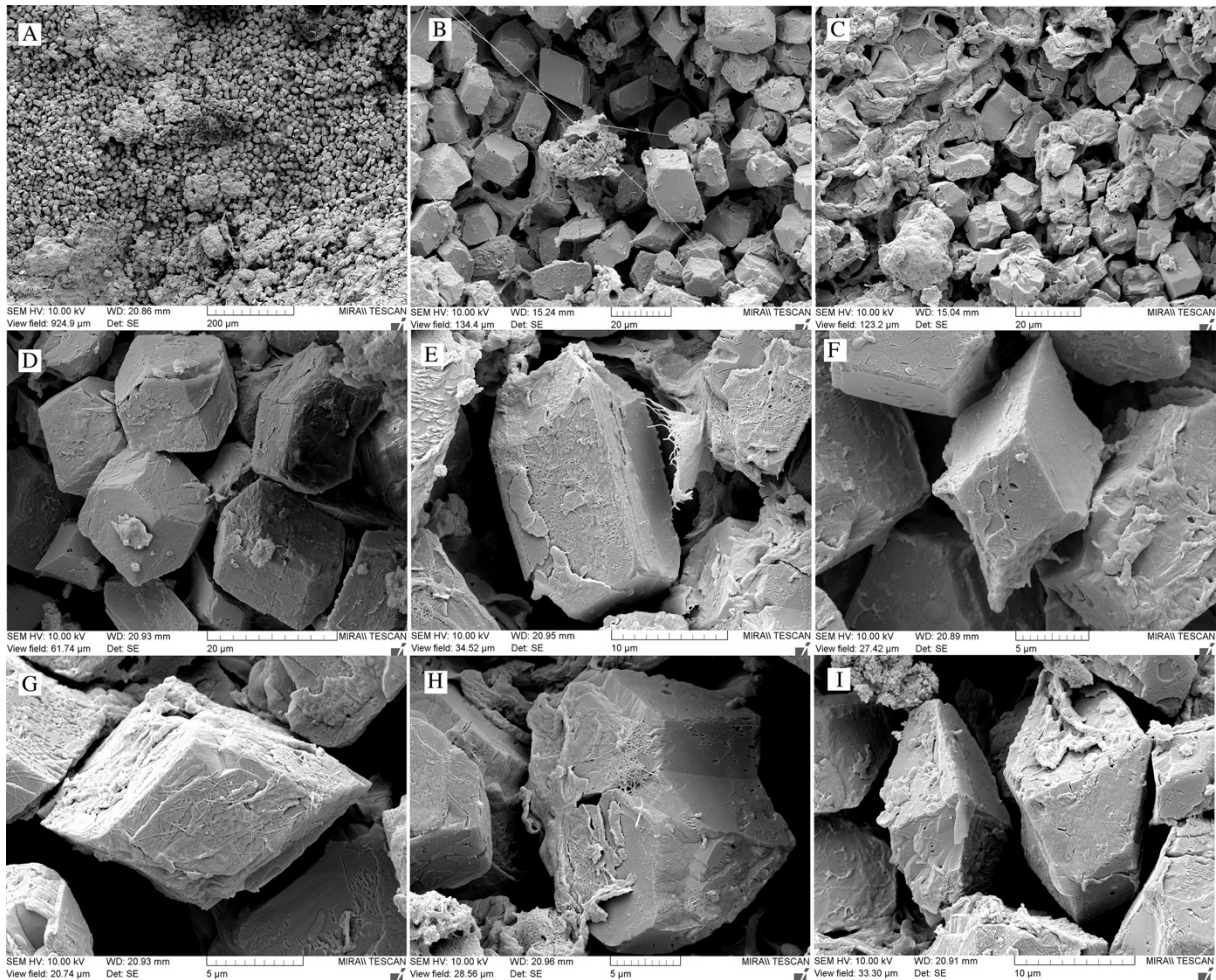


Figure 3.3: Calcium oxalate crystals observed in *Tamarindus indica* bark tissues using scanning electron microscopy (SEM).

A, B and C: Overview of calcium oxalate crystals in a bark sample. D, E, F, G, H and I: prismatic whewellite.

Calcium carbonate crystals are found only in a few families such as Moraceae, Urticaceae, and Acanthaceae (Wu & Kuo-Huang, 1997). For instance, Shawary (2004) found that 33 taxa of *Ficus* belonging to the three subgenera *Urostigma*, *Ficus* and *Sycomorus* contain calcium oxalate crystals, which occur in various shapes, such as druses, prismatic crystals, sand crystals, and needle crystals, and there are calcium carbonate crystals occurring as associate minerals. In the Malagasy context, *Ficus sycomorus* has been associated with active OCP in three study sites. In addition, Bolivian trees harbouring OCP belonged mainly to the Fabaceae family (Cailleau et al., 2014). In the current study, this family is represented by four species, i.e. *Dalbergia madagascariensis*, *Dalbergia chlorocarpa*, *Baudouinia fluggeiformis*, and *Tamarindus indica*.

The diversity of crystals in Fabaceae has attracted the attention of researchers since 1908 (Kotina et al., 2015). Calcium oxalate crystals are widespread in the Fabaceae and many studies have reported the presence of prismatic crystals in this family (Borelli et al., 2016).

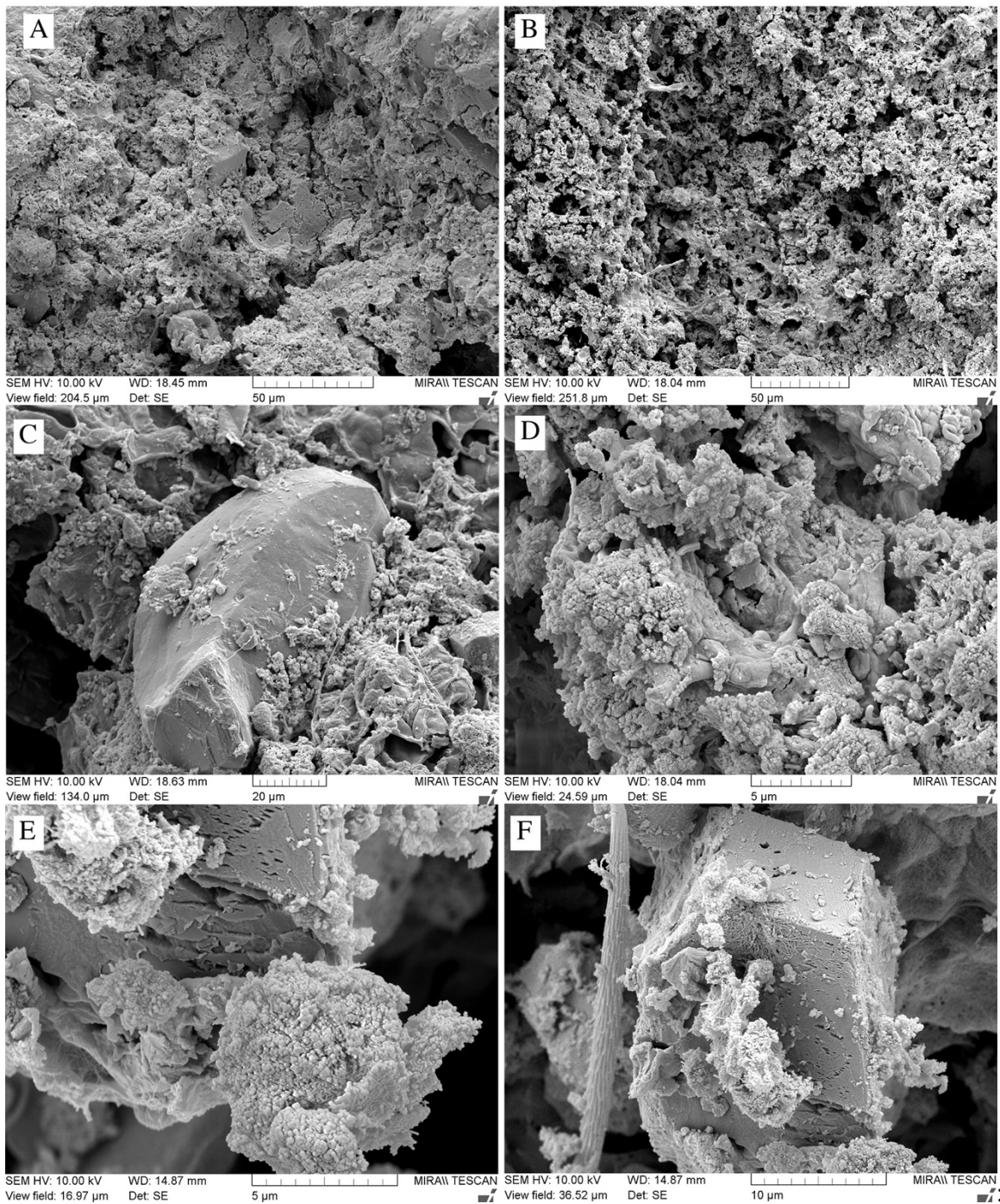


Figure 3.4: Calcium carbonate observed in *Tamarindus indica* bark tissues and associated soil using a scanning electron microscopy (SEM).

A and B: Calcium carbonate found in soil. C. Quartz grain surrounded by degrading tissue and calcium carbonate. D. Calcium carbonate observed on bark tissue with white spots strongly reacting to 10% hydrochloric acid. E and F : Calcium oxalate surrounded by carbonate calcium.



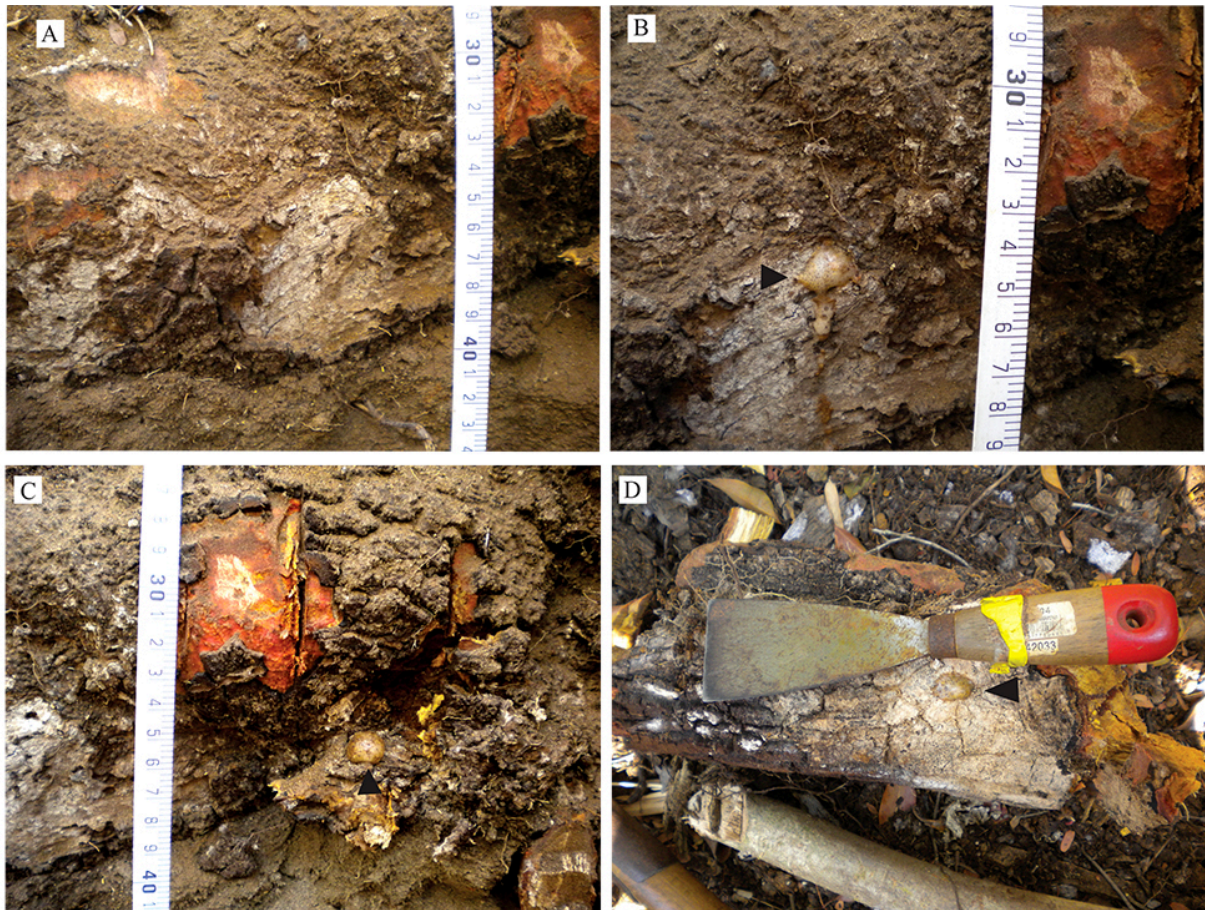


Figure 3.5: Root of *Tamarindus indica* showing white tissue ( $\text{CaCO}_3$ ).

A, B and C: White tissue found in root reacting to hydrochloric acid (black markers). D: Cut root with calcium carbonate accumulation reacting to hydrochloric acid (black marker).

Kotina et al. (2015) showed a considerable diversity of crystals in bark tissues of South African genistoid legumes (Fabaceae). Furthermore, it was also observed that no HCl 10% reaction occurred in fifty-two (52) species (Table 4.1.4). Surprisingly, *Terminalia mantaly*, *Terminalia cattapa* and *Terminalia superba* tested in East Fenerive, species attached to the *Terminalia* genus and belonging the Combrataceae family, are listed in the non-OCP Malagasy list of species. Indeed, *Terminalia* sp. has been identified as an OCP species with *T. bellerica* in India (Hervé et al., 2017), *T. amazonia* and *T. oblonga* in Bolivia (Cailleau et al., 2014), and *T. rhopalophora* in Morondava, a Malagasy site. The absence of OCP effects associated to the *Terminalia* sp. found in East Fenerive might be explained by the site's specific climate conditions. There is practically no dry season in East Fenerive ( $3600\text{mm yr}^{-1}$ ) and this region is often subject to cyclones bringing abundant precipitations. The dissolution of pedogenic carbonate can be related to the intensity of the rainfall during wet periods (Hervé et al., 2017).



Figure 3.6: Clear zones obtained during oxalate assimilation by oxalotrophic bacteria.

Added to this, the soil is highly acidic with a pH = 4.5-5. In acidic soils, calcium is typically easily leached and exported to streams, and as a result, soils are highly depleted in Ca (Cailleau et al., 2014). In the absence of calcium, carbonate species can remain in the solution and be easily leached (Braissant, 2005). The conclusion is that the OCP can be present but its effect is not visible due to local conditions. Finally, according to field tests, *Tamarindus indica* (Fabaceae) is the most active OCP tree. Syed et al. (2014) reported for the first time that tamarind leaves have a high concentration of oxalic acid (7.5 g.kg<sup>-1</sup> of fresh weight). In the plant metabolism, oxalic acid is produced in varying amounts, depending on the plant taxon and the external conditions. This oxalic acid may be either accumulated in the vacuole or precipitated in the form of insoluble calcium oxalate crystals in the cell, called crystal idioblasts (Verrecchia et al., 2006). Keates et al. (2000) demonstrated that oxalic acid is synthesized in response to the presence of calcium, which suggests that biosynthesis of this acid can be induced by the presence of this ion, in the plants accumulating calcium oxalate (Sousa Paiva et al., 2005, Franceschi and Nakata, 2005, Cailleau et al., 2014).

#### 3.1.4.2 Variability of Malagasy OCP species effects on soil

Two key soil variables were used to describe the OCP system in the field and laboratory: pH and calcium carbonate content. Soils at OCP-tree sites are clearly alkaline compared to their associated distant soils. This property is in accordance with studies investigating the effect of OCP on soil pH (Cailleau et al., 2005; Ferro, 2012; Cailleau et al., 2014, Rowley et al., 2016, Hervé et al., 2017; Pons et al., 2018), since the soil pH is known to be strongly influenced by oxalotrophy (Braissant et al., 2004, Cailleau et al., 2014). However, the variability of tree effects on soil pH and carbonate stored are clearly visible, especially when these trees are found in the same site, and therefore, where it can be assumed they were exposed to the same growth rate in the same environmental conditions. It should be noted that the studied trees were not of the same size; with a DBH ranging from 15 cm to 180 cm, it is possible that the tree maturity

was associated to the tree diameter and affects the rate of oxalate production, and eventually, the oxalotrophic effects on soil. To support this assumption, a Spearman correlation matrix (Table 3.5) has been calculated using four variables: DBH, Depth, soil pH, and carbonate content. There is a positive correlation between soil pH and DBH ( $r= 0.48$ ) and carbonate content and DBH ( $r=0.47$ ). The OCP can probably be triggered by a small tree but be working not efficiently enough to shift the soil pH, thereby failing to lead to permanent alkaline conditions favourable for carbonate accumulations. Furthermore, the highest pH shift of 2.4 units recorded in Madagascar is greater than the pH increase observed in South American sites but lower compared to *Milicia excelsa*, the model tree where the soil pH can increase up to 4 units (Cailleau et al., 2004, 2014). The accumulation of calcium carbonate remains also smaller, despite of the high content recorded for some species, such as *Tamarindus indica* and *Ceiba pentandra*. Interestingly, the *Ceiba* genus was already identified in Bolivia. *Ceiba speciosa* found in Bolivia accumulated calcium carbonate in a proportion to 2.1 to 3.6% weight ( $21 \text{ g.kg}^{-1}$  to  $36 \text{ g.kg}^{-1}$ ) between the surface and 30 cm in depth (Cailleau et al., 2014), which is, on average, higher than the Malagasy *Ceiba pentandra* (from only  $3 \text{ g.kg}^{-1}$  to  $36.9 \text{ g.kg}^{-1}$ ). As hypothesized, environmental parameters can explain differences in the magnitude of the OCP effects. Finally, as demonstrated by Rowley et al. (2016), OCP can occur in calcareous environments where the differences observed between the control soil and the soil influenced by trees were generated through three active OCP species in Majunga, the only calcareous Malagasy site.

Table 3.5: Spearman's correlation coefficients calculated between Diameter High Breast (DBH), depth, carbonate content, and soil pH H<sub>2</sub>O in soils under the influence of OCP species; n= 51 observations.

	DBH(cm)	Depth (cm)	Carbonate content (g.kg-1)	pH H <sub>2</sub> O
DBH(cm)	1		p-value= 0.0003	p-value= 0.0004
Depth (cm)	0	1	p-value= 0.0001	p-value= 0.0276
Carbonate content (g.kg-1)	0.47	0.50	1	p-value= $9.457e^{-06}$
pH H <sub>2</sub> O	0.48	0.30	0.57	1

#### 3.1.4.3 Biomineralisation in *Tamarindus indica* tissues

CaOx crystals interpreted as whewellite found in *Tamarindus indica* bark have already been detected in *Milicia excelsa* (Braissant et al., 2004, Cailleau et al., 2005) and *Brosimum alicastrum* tissue (Rowley et al., 2016). Similarly, bark and leaf samples in *Terminalia bellirica* also revealed the presence of numerous CaOx crystals, with the crystals appearing particularly dense in the bark (Hervé et al., 2017). Oxalate concentration was also measured in the litter. This concentration does not represent the exact oxalate flux in the soil-tree system. It represents the difference between oxalate production by tree and fungi, and the oxalotrophic bacteria consumption. Additionally, calcium carbonate was found in bark tissue. The presence

of these two essential OCP compounds in the bark (Cailleau et al., 2011; Cailleau et al., 2014. Hervé et al., 2017) echoes the observations made in the Bolivian *Ficus coerulescens* and Indian *Terminalia bellirica*, and confirms one more time, that the OCP system does not occur only in the soil but also in the tree, especially in its bark (Hervé et al., 2017). The accumulation of carbonate in the tamarind bark can contribute considerably to the presence of carbonate in the soil. The presence of carbonate detected in the roots (Figure 3.5) is not a consequence of an *in situ* oxalate consumption. The calcitization of roots is usually induced by enriched carbonate ions in the soil solution surrounding the oxalogenic tree and pumped through the roots (Cailleau et al., 2011). Finally, carbonate detected in the soil could also be provided by some mineralized plant tissues.

### 3.1.5 Conclusion

The search for an OCP system in Madagascar led us to identify seven active oxalogenic-oxalotrophic species. They were associated with more alkaline soils than distant soils and in which carbonate accumulations were observed. Twenty species were also tested to be positive for carbonate in the plant tissues. The field observations and the laboratory analyses demonstrated the higher impact of *Tamarindus indica* on soil compared to other identified species. Furthermore, calcium oxalate crystals revealed particularly dense in *Tamarindus indica* bark. Additionally, the oxalotrophy is possible if CaOx is exposed. Lastly, while OCP effects on soil are known and clearly visible, the magnitude of these effects is definitely different between oxalogenic-oxalotrophic ecosystems, depending on the local conditions and settings. Further work focussing on *Tamarindus indica*, an active and efficient OCP tree, is needed in order to identify best local environmental or micro-environmental parameters impacting the OCP processes.

## 3.2 Les caractéristiques édaphiques initiales et leur influence sur l'efficacité de la voie oxalate-carbonate

### Résumé

L'étude de la VOC autour de *Tamarindus indica* (Fabaceae) ou tamarin, espèce identifiée à Madagascar, a pour objectif de déterminer les paramètres du sol qui pourraient influencer l'efficacité de la VOC, efficacité se référant à l'ampleur de l'alcalinisation des sols et la teneur en carbonate présente dans un sol initialement dépourvu de calcaire.

Douze (12) tamarins ont été sélectionnés et étudiés pour cette finalité. Des sols autour des tamarins et à 15 m de ces derniers (supposés hors de leur influence) ont été échantillonnés et analysés. Les conditions de référence, associées aux sols distants, sont caractérisées par un gradient de pH : acide, neutre et basique tandis que les sols influencés par les tamarins ont des pH alcalins qui convergent autour de 8. Une augmentation de pH jusqu'à 2.5 unités a été enregistrée par rapport aux sols distants. Cette alcalinisation est également accompagnée d'une augmentation de la fraction échangeable du calcium, du magnésium et du potassium et une augmentation de la capacité d'échange cationique (CEC). Une quantité de carbonate plus importante a été mesurée dans les sols ayant un pH distal alcalin. Cette étude a permis de mettre en évidence que le pH avant l'établissement de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe est un facteur limitant de l'efficacité de la VOC.

Par ailleurs, l'efficacité de *Tamarindus indica* en tant qu'élément majeur de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe actif est souligné par sa capacité à alcaliniser le sol sans tenir compte des conditions d'origine.

### 3.2.1 Introduction

Des plantes ont été récemment étudiées comme modèle pour l'étude de la voie oxalate-carbonate (VOC). Ces études ont amené à observer, mesurer et évaluer les paramètres importants de la présence d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif. L'impact de la VOC sur son environnement a été nettement mis en évidence dans les mesures de pH, de la teneur en acide oxalique ou de la teneur en carbonate (Cailleau, 2005, Braissant et al., 2004, Verrecchia et al., 2006, Ferro, 2012, Cailleau et al., 2014, Rowley et al., 2016, Hervé et al., 2017) ainsi que les proportions de nutriments du sols (Pons et al, 2018). Toutefois, ce processus biogéochimique implique des interactions entre les facteurs biotiques et abiotiques. Ces interdépendances conduisent ainsi à supposer l'existence de facteurs de variation pouvant inhiber, limiter ou au contraire amplifier les effets de la VOC. En effet, il a été montré que des facteurs pouvaient influencer l'importance de l'alcalinisation et les accumulations de carbonate de calcium dans le sol (Figure 3.7). Le "moteur" de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe est la consommation de l'oxalate par les bactéries oxalotrophes associées à des champignons (Verrecchia, 1990, Braissant, 2005).



Bien que l'oxalate de calcium soit un sel très répandu dans le règne végétal (Franceschi & Nakata, 2005), n'importe quelle plante ne peut être utilisée comme modèle pour l'étude de VOC (Braissant, 2005). En effet, il faut de très grandes quantités d'oxalate pour atteindre un pH favorable à la précipitation de carbonate (Golay, 2012). Le flux de matière organique au sol a été également mis en avant dans le cas des cactacées à forte teneur en oxalate (Cailleau, 2005, Braissant, 2005). Les interactions entre processus physiques, chimiques et biologiques sont influencés par les conditions environnementales locales (Bechtold & Naiman, 2006). Les propriétés émergentes de la VOC pourraient ainsi être également liées aux conditions initiales du milieu avant l'établissement de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe. Des variables héritées comme la texture du sol ont par exemple été mis en avant comme facteurs pouvant influencer les accumulations de carbonate dans le sol. La texture joue un rôle clé dans le stockage de carbone et influence fortement la rétention et la disponibilité des nutriments (Hamarashid et al., 2010). C'est le cas lors d'une importante teneur en argiles granulométriques, qui peuvent agir comme de véritables barrières de perméabilités, favorisant les mouvements latéraux au dépend des mouvements verticaux, et par conséquent de la diffusion en profondeur minimisant l'effet de l'oxalotrophie dans le sol (Cailleau, 2005). Ceci peut être amplifié par la morphologie des sites, comme le cas d'une forte pente, qui peut conduire à l'absence de carbonate dans le sol (Cailleau, 2005 ; Dietrich, 2012). Du côté des processus biotiques, des agents biologiques peuvent "catalyser" les processus, si les termites et les champignons saprophytiques permettent d'accélérer la libération de l'oxalate dans le sol, on peut penser qu'ils pourraient favoriser aussi l'accumulation de carbonate dans le sol (Cailleau, 2005). Par conséquent, les origines de la variabilité de l'ampleur des effets de la VOC peuvent être multiples (Hervé et al., 2017).

Ce chapitre s'intègre dans cette optique puisqu'il vise particulièrement à déterminer si les paramètres édaphiques inhérents au milieu peuvent ou non gouverner l'amplitude de l'alcalinisation ainsi que l'accumulation du carbonate dans le sol, pour une espèce d'arbre donnée.

Dans le cadre de cet objectif, l'espèce *Tamarindus indica* (Fabaceae) reconnue comme partie intégrante d'une VOC active à Madagascar a été choisie comme modèle dans le contexte malgache.

### 3.2.2 Matériels et Méthodes

L'étude a été menée dans la forêt de Kirindy présentée par la Figure 2.2 et dont la description détaillée est développée dans la section 2.3.1.1. Les caractéristiques de *Tamarindus indica*, l'espèce étudiée, sont décrites dans 2.3.1.2. Les méthodes d'échantillonnage et d'analyses des sols sont développées dans 2.3.2.2 et 2.3.2.3.

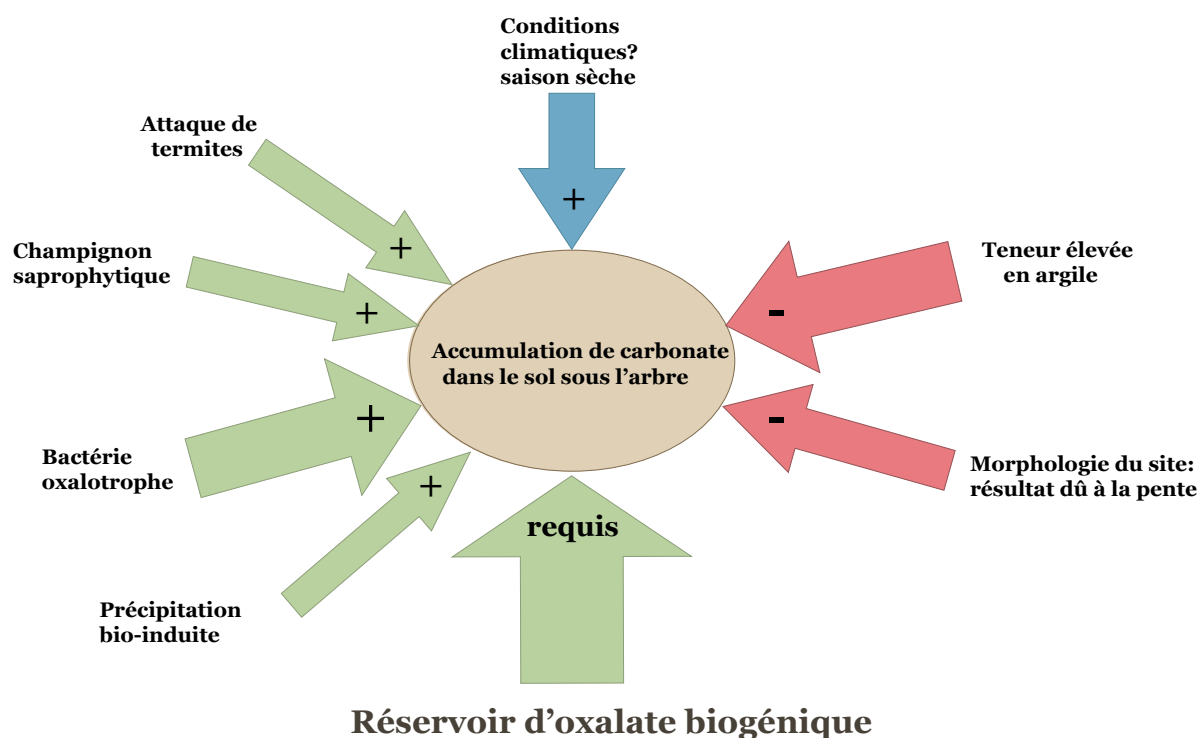


Figure 3.7: Schéma synthétique montrant les différents facteurs dont les variations d'intensité peuvent limiter l'accumulation de carbonate dans les sols sous l'arbre oxalogène-oxalotrophe . (D'après Cailleau, 2005). La taille de la flèche indique l'importance du facteur.

Une analyse de la variance (ANOVA) à un facteur a été utilisée pour comparer les moyennes des paramètres mesurés pour les sols hors et sous l'influence des tamarins des sites d'études. L'hypothèse nulle à vérifier est la suivante : deux ou plusieurs sites ont la même moyenne en fonction de la variable considérée. Si la *p-value* est inférieure à 0,05 (seuil du test), alors l'hypothèse nulle pourra être acceptée.

Étant donné que l'ANOVA ne permet pas de dire quels sites sont différents, un test de Tukey post hoc a été entrepris pour déterminer quels sites sont significativement différents.

Les variables présentant des différences significatives entre sols hors et sous influence des tamarins ont été retenues pour une analyse en composantes principales (ACP) avec le logiciel R-studio (packages stringr et FactoMineR) pour une représentation multivariée des différences entre sols hors et sous influence de la VOC.

### 3.2.3 Résultats

Cette partie correspond à la caractérisation des sols, sur trois profondeurs : 0-5 cm, 5-10 cm, et 10-15 cm, sous influence d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe et des sols prélevés à 15 m de l'arbre supposés hors de leur influence (sols contrôles) à travers les paramètres intrinsèques au site (granulométrie, minéralogie), les paramètres clés de la voie oxalate-carbonate (pH, carbonate), ainsi que des potentielles caractéristiques émergentes induites par la VOC.

### 3.2.3.1 Le pH

La détermination du  $\text{pH}_{\text{H}_2\text{O}}$  des sols hors influence de l'arbre permet d'obtenir un pH de référence attribuée à chaque arbre, celui-ci étant en première approximation interprétée comme proche du pH du sol avant établissement du tamarin. Le pH des sols hors influence des arbres varie de 5.6 à 7.5 (Figure 3.8), avec une moyenne de  $6.6 \pm 0.5$ . Le site 1 présente le pH le plus basique oscillant de 6.7 à 7.5 avec la valeur la plus importante attribuée à l'arbre 1 (Figure 3.8 A). Les sols les plus acides ont été enregistrés pour les sols contrôles des arbres 7, 8, et 9 ( $6 \pm 0.4$ ) représentant le site 3 (Figure 3.8 E). Le pH contrôle le plus acide est attribué à l'arbre 9 avec une valeur de 5.8. Les sites 2 (arbre 4, 5 et 6) et site 4 (arbre 10, 11 et 12) ont des valeurs de pH d'acide à neutre avec respectivement une moyenne de  $6.7 \pm 0.2$  et  $6.5 \pm 0.5$  (Figure 3.8 C et G).

Le pH des sols influencés par les tamarins est basique et oscille entre 7.4 à 8.4 (Figure 3.8). Le site 1 présente un pH maximum de 8.2 avec l'arbre 3 et un minimum de 7.5 avec l'arbre 1 (Figure 3.8 B). Le pH moyen des arbres 3, 4 et 5 du site 2 sont respectivement de  $7.9 \pm 0.2$ ,  $7.8 \pm 0.1$ , et  $7.8 \pm 0.1$  (Figure 3.8 D). Pour le site 3, le pH moyen est de  $8 \pm 0.2$  pour l'arbre 7 et 8, et de  $7.8 \pm 0.1$  pour l'arbre 9 (Figure 3.8 F). Les arbres 10, 11 et 12 du site 4 affiche respectivement un pH moyen de  $7.9 \pm 0.2$  ;  $8.1 \pm 0.2$  ; et  $7.6 \pm 0.3$  (Figure 3.8 H).

### 3.2.3.2 La granulométrie

Les résultats d'analyse granulométrique sont représentés par la Figure 3.9.

Pour les sols contrôles, le site 1 présente 65 à 90% de sables, 10 à 30% de limons, et 0 à 5% d'argiles. La texture des sols contrôles associés à l'arbre 1 et 2 peut être qualifiée de sablo-limoneuse et de sableuse pour l'arbre 3. Les sols contrôles correspondants aux site 2 et 3 affichent 60 à 80% de sables, 20 à 35% de limons et 5 à 10% d'argiles. La texture est sablo-limoneuse à limono-sableuse. Le site 4 a une texture limono-sableuse avec 55 à 80% de sables, 20 à 40% de limons et 5 à 10 % d'argiles.

L'agglomération des échantillons de sols sous l'influence des tamarins dans le pôle limono-sableux avec 10 à 15 % d'argiles, 20 à 35% de limons et 55 à 75 % de sables définit les sols sous les arbres à texture limono-sableuse. Les sols de l'arbre 7 est plus enrichi en limons avec une proportion allant jusqu'à 40%. Mais globalement, la texture est relativement grossière et homogène sur la zone d'étude.

### 3.2.3.3 La minéralogie

Les résultats minéralogiques en pourcentage relatif pour chaque arbre sont présents dans la Figure 3.10.

Les sols contrôles sont très enrichis en quartz représentant en moyenne  $51.5 \pm 1.6$  % du total des minéraux, suivis des feldspaths avec  $18.02 \pm 2.1$  % et des phyllosilicates avec  $14.8 \pm 1.2$  %.



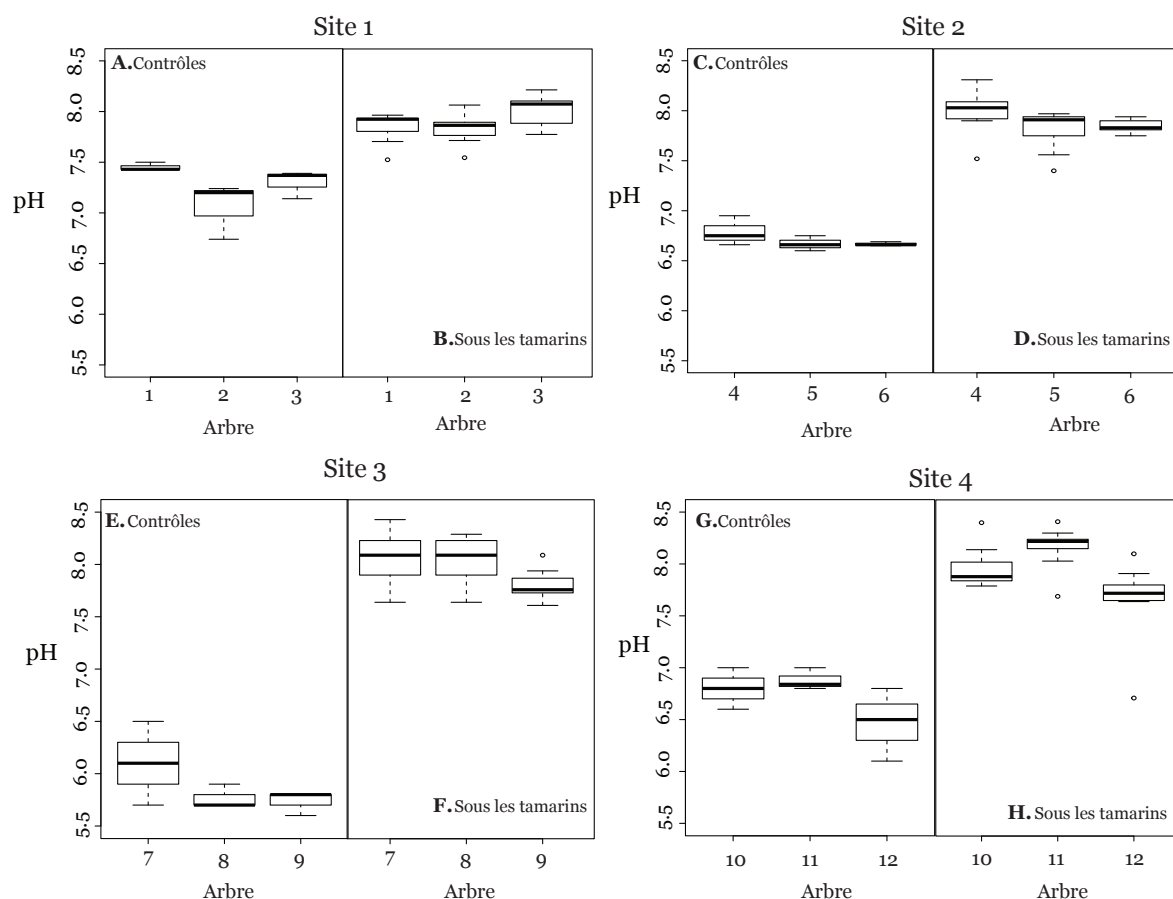


Figure 3.8: Boxplots montrant la distribution du pH des sols

A.C.E.F : contrôles (n=3/arbre correspondant à une fosse). B.D.F.H : Boxplots montrant la distribution du pH des sols influencés par les tamarins pour chaque arbre (n=9 par arbre correspondant à trois fosses) constituant chaque site. Le trait noir horizontal représente la médiane.

Les autres principaux minéraux détectés sont les plagioclases et de faibles quantités de fer (hématite et des traces de goethite). Les feldspaths et les plagioclases sont plus abondants pour les 10, 11 et 12 du site 4. La calcite n'a pas été détectée dans les sols contrôles.

Les compositions minéralogiques des sols sous l'influence des tamarins sont également principalement du quartz ( $42.07 \pm 2.3\%$ ), de phyllosilicates ( $18.5 \pm 3.3\%$ ), des feldspaths ( $17.7 \pm 1.8\%$ ) et les plagioclases ( $12.2 \pm 0.7\%$ ) pour toutes les profondeurs et tous les arbres. De la calcite est présente dans ces sols avec une faible moyenne de  $2 \pm 1.9\%$  et ne dépassant pas les 15% de la totalité des minéraux détectés.

La minéralogie des sols est globalement homogène pour les sols de la zone d'étude. La principale différence réside dans la présence de carbonate de calcium sous les tamarins.

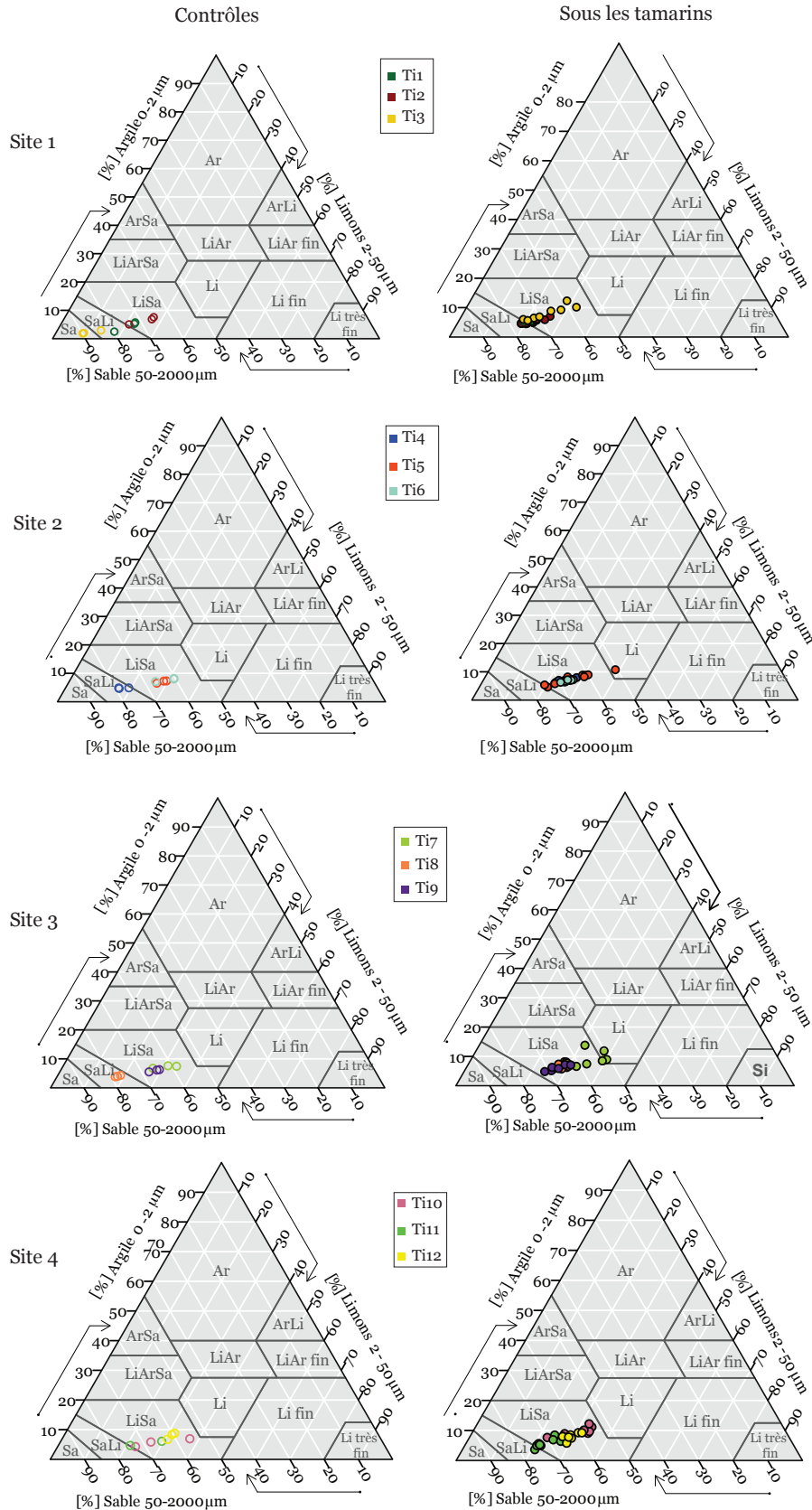


Figure 3.9: Diagramme ternaire de la distribution des classes granulométriques des sols controles et sous l'influence des tamarins par site en fonction des arbres qui constituent le site .

Ti=*T. indica* Ar : argileux, ArLi : argilo-limoneux, LiAr : limono-argileux, Li=Limoneux, ArSa=argilo-sableux, LiArSa :limono-argilo-sableux, LiSa :limono-sableux, SaLi :sablo-limoneux, Sa=Sableux.

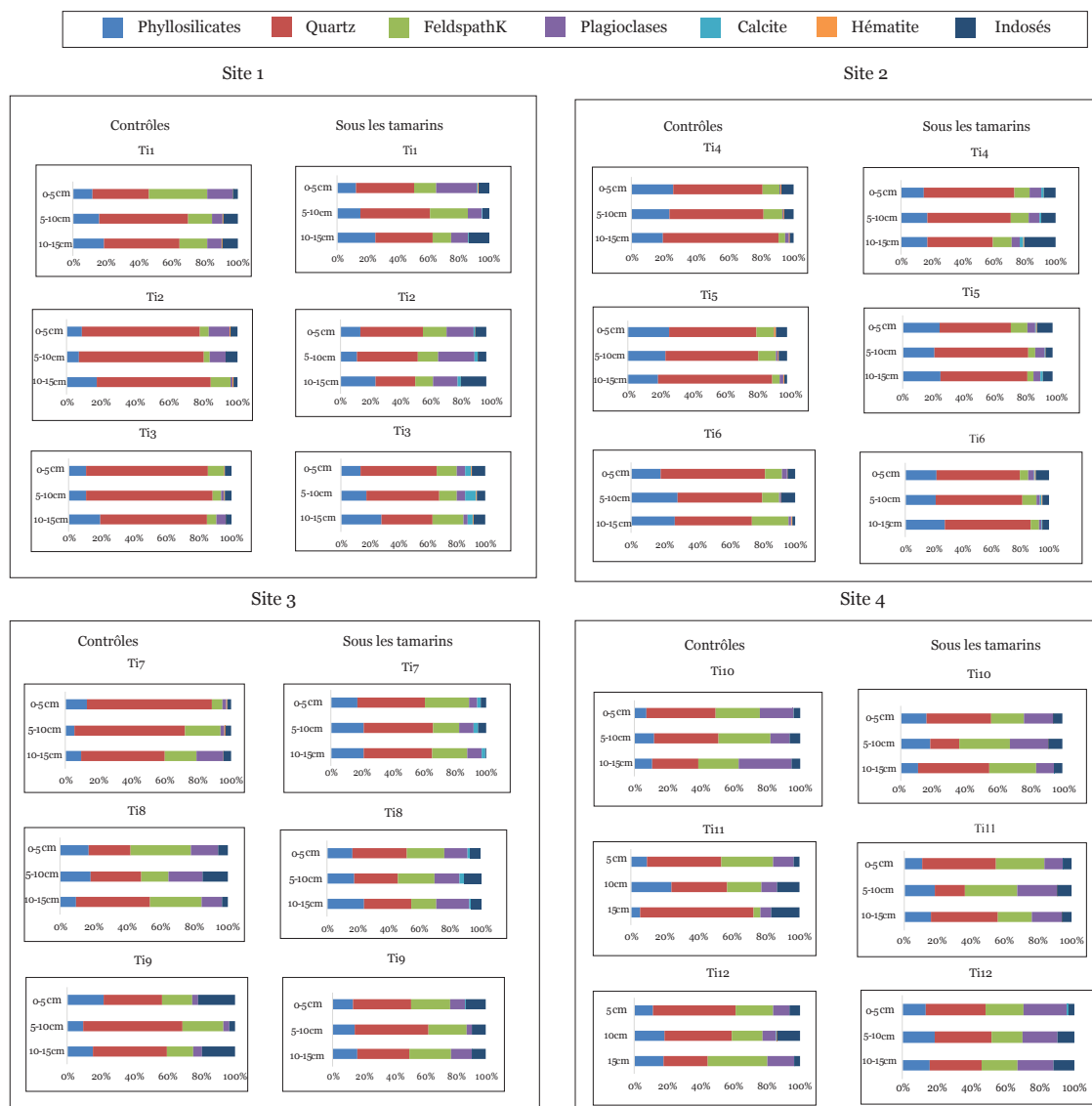


Figure 3.10: Résultats minéralogiques pour chaque profondeur en pourcentage relatif sur les sols totaux des sols contrôles et sols influencés par les tamarins pour chaque arbre associé à chaque site.

Ti= *T. indica*.

### 3.2.3.4 Le carbone organique total (COT)

Pour les sols contrôles, le COT varie de 0.11 à 4.1 %. Le site 1 présente un COT moyen de 0.71%. L'arbre 1 affiche un COT variant de 0.6 à 1.5%, de 0.11 à 0.6% pour l'arbre 2, et de 0.5 à 1% 3 (Figure 3.11 A). Le site 2 affiche un COT moyen de 1.18% avec 0.63 à 1.4 pour l'arbre 4, 0.7 à 1.9% pour l'arbre 5, et de 0.9 à 2.2 pour l'arbre 6 (Figure 3.11 C). Le COT moyen est de 1.06 % pour le site 3 et oscillant entre 0.16 à 0.7% pour l'arbre 7, entre 0.5 à 2.1 pour l'arbre 8, et entre 0.9 à 2.2% pour l'arbre 9 (Figure 3.11 E). Le COT des arbres 10,11 et 12 associés au site 4 varie respectivement entre 0.9 à 4.1%, 1.47 à 1.97% et 0.5 à 2% (Figure 3.11 G) avec une moyenne de 1.7%.

Les sols sous les tamarins affichent en COT très variable oscillant entre 0.2% à 11.19%. Le COT moyen enregistré pour le site 1 est de 3 % avec un COT d'une grande variabilité allant de 0.8 à

11.2% pour l'arbre 1, de 1.04 à 4.4 pour l'arbre 2, et de 1.5 à 5.7 pour l'arbre 3 (Figure 3.10 B). Le site 2 enregistre un COT moyen de 2.1%. Les arbres 4,5 et 6 qui constituent ce site ont respectivement un COT allant de 1.02 à 2.4%, de 0.2 à 8.9, et de 1.05 à 2.8% avec une importante variabilité pour l'arbre 5 (Figure 3.11D). Avec 2.9% de COT moyen pour le site 3, les arbres 7, 8 et 9 ont respectivement un COT de 0.5 à 5.2%, de 0.3 à 4.3%, et de 1 à 10.09%.

Une importante variabilité est notée pour l'arbre 9 (Figure 3.11 F). La moyenne est de 3.57% pour le site 4 allant de 0.76 à 9.22% pour l'arbre 10, de 10.27 à 7.16 pour l'arbre 11, et de 1.71 à 5% pour l'arbre 12 (Figure 3.11 H).

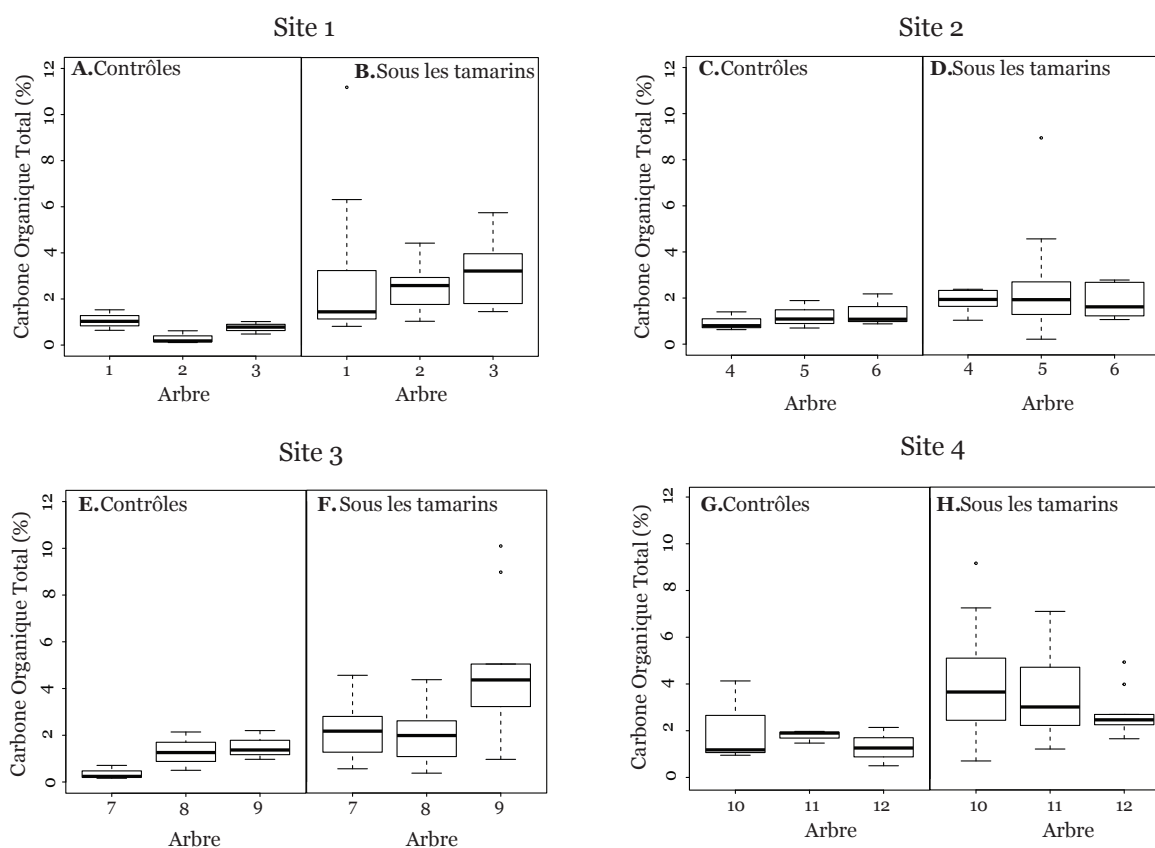


Figure 3.11: Boxplots de distribution de carbone organique total des sols

A.C.E.G : Boxplots de la distribution du carbone organique total mesuré dans les sols contrôles. B.D.F.H: Boxplots de la distribution du carbone organique total (COT) mesuré dans les sols influencés par les tamariniers avec de grande variabilité pour les 12 arbres. La ligne noire horizontale représente la médiane.

### 3.2.3.5 Capacité d'échange cationique (CEC) et cations basiques échangeables

Pour les sols contrôles, la CEC est très variable allant de 1.05 à 19.8  $\text{cmol}_{\text{c}+}/\text{kg}$ . Elle oscille entre 13.4 à 14.6  $\text{cmol}_{\text{c}+}/\text{kg}$  pour le site 1, de 10.5 à 19.8  $\text{cmol}_{\text{c}+}/\text{kg}$  pour le site 2, de 2.8 à 5.2  $\text{cmol}_{\text{c}+}/\text{kg}$  pour le site 3, et de 2.9 à 6.3  $\text{cmol}_{\text{c}+}/\text{kg}$  pour le site 4. Le calcium échangeable varie de 1.4 à 12.9  $\text{cmol}+/\text{kg}$  pour le site 1, de 1.03 à 12.6  $\text{cmol}+/\text{kg}$  pour le site 2, de 0.3 à 1.8  $\text{cmol}+/\text{kg}$  pour le site 3, et de 0.2 à 3.3  $\text{cmol}+/\text{kg}$  pour le site 4. Le magnésium échangeable est de l'ordre

de 0.4 à 5.4 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 1, de 1.1 à 5.4 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 2, de 0.1 à 0.8 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 3, et de 0.2 à 1.1 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 4. Le potassium échangeable est de 0.08 à 1.4 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 1, de 0.05 à 0.6 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 2, de 0.06 à 0.2 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 3, et de 0 à 0.1 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 4.

Tableau 3.1: Valeurs de la CEC et des cations basiques échangeables Ca<sup>2+</sup>, Mg<sup>2+</sup>, et K<sup>+</sup> des sols contrôles et des sols influencés par les tamarins des arbres associés à chaque site.

Site	Arbre	Contrôle				Sous les tamarins				
		CEC (cmol <sub>c+</sub> /kg)	Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	K <sup>+</sup> (cmol/kg)	CEC (cmol <sub>c+</sub> /kg)	Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	K <sup>+</sup> (cmol/kg)	
1	1	min	13.3	10.6	2.0	0.2	10.5	3.8	1.8	0.5
		moy	13.6	10.8	2.07	0.2	21.2	8.9	6.8	1.07
		max	13.9	10.9	2.1	0.2	33.9	18.7	14.7	1.5
	2	min	4.09	1.4	0.4	1.4	10.5	1.8	3.8	0.1
		moy	6.7	4.5	0.4	1.4	17.8	7.8	6.1	0.6
		max	9.07	10.6	0.4	1.4	23.5	15.4	9.3	1.4
	3	min	14.2	5.6	0.10	0.08	12.6	7.1	1.9	0.2
		moy	14.4	9.6	2.2	0.08	20.6	11.2	5.6	1.4
		max	14.6	12.9	5.4	0.08	26.7	16.3	8.6	1.6
2	4	min	10.5	4.9	1.8	0.1	10.3	6.2	1.4	0.6
		moy	14.6	5.4	3.8	0.1	19.1	9.7	1.9	0.7
		max	16.7	5.9	5.4	0.1	24.05	14.2	2.8	0.8
	5	min	19.09	11.9	1.1	0.05	21.6	12.1	4.8	0.1
		moy	19.5	12.3	1.8	0.05	26.9	14.6	7.04	0.5
		max	19.8	12.6	2.2	0.05	30.5	15.8	8.9	1.1
	6	min	11.7	1.03	2.2	0.6	11.01	7.3	1.4	0.07
		moy	12.03	1.3	2.3	0.6	18.8	12.1	2.5	0.4
		max	12.4	1.5	2.3	0.6	27.3	16.04	5.4	1.01
3	7	min	3.05	0.3	0.1	0.06	14.1	7.6	1.2	0.2
		moy	3.5	0.5	0.5	0.1	20.6	12.1	2.6	0.5
		max	3.9	0.8	0.8	0.2	27.5	15.5	5.4	1.05
	8	min	2.8	0.4	0.1	0.08	6.7	2.6	0.2	0.01
		moy	2.9	1.04	0.2	0.1	13.4	5.7	1.04	0.3
		max	2.9	1.4	0.2	0.2	21.9	10.4	1.7	0.6
	9	min	3.3	1.5	0.05	0.07	5.6	2.5	0.2	0.0
		moy	4.2	1.6	0.2	0.09	11.4	6.5	0.6	0.4
		max	5.2	1.8	0.3	0.1	16.6	10.6	1.2	0.5
4	10	min	4.4	1.7	0.3	0.00	6.8	1.9	0.7	0.2
		moy	4.5	1.9	0.4	0.05	13.3	7.8	1.7	0.3
		max	4.7	2.09	0.6	0.08	23.3	16.7	3.8	0.3
	11	min	5.7	1.4	1.1	0.08	6.7	2.1	0.6	0.01
		moy	6.3	2.7	1.1	0.08	9.6	4.2	1.1	0.3
		max	7.5	3.3	1.1	0.08	12.9	6.7	2.6	0.5
	12	min	2.9	0.2	0.2	0.02	6.9	2.3	0.8	0.02
		moy	3.4	0.6	0.4	0.08	12.2	5.3	2.8	0.3
		max	3.7	1.4	0.7	0.1	16.3	7.2	4.9	0.6

Les sols influencés par les tamarins présentent une CEC avec une grande variabilité allant de 5.6 à 33.9 cmol<sup>+</sup>/kg. Elle est de 10.5 à 33.9 cmol<sub>c+</sub>/kg pour le site 1, de 10.3 à 30.5 cmol<sub>c+</sub>/kg pour le site 2, de 5.6 à 27.5 cmol<sub>c+</sub>/kg pour le site 3, et de 6.7 à 23.3 cmol<sub>c+</sub>/kg pour le site 4.

Pour le calcium échangeable, le site 1 affiche 1.8 à 18.7 cmol<sup>+</sup>/kg, 6.2 à 16.04 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 2, 2.5 à 15.5 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 3, et de 2.1 à 16.7 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 4.

Le magnésium échangeable est de 1.9 à 14.7 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 1, 1.4 à 8.9 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 2, 0.2 à 5.4 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 3, et de 0.6 à 4.9 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 4. Le potassium échangeable varie de 0.1 à 1.6 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 1, 0.1 à 1.1 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 2, 0 à 0.6 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 3, et de 0.01 à 0.6 cmol<sup>+</sup>/kg pour le site 4.

### 3.2.3.6 Oxalate des litières

Les résultats du dosage de l'oxalate sont présentés dans le Tableau 3.2. Les sols contrôles présentent une quantité variant de 0.01 à 0.81 g.kg<sup>-1</sup>. La quantité la plus importante a été enregistrée pour le site 1 avec l'arbre 1. Les litières échantillonnées sous les arbres ont une teneur en oxalate variant de 0.5 à 2.4 g.kg<sup>-1</sup>. Les arbres constituant le site 1 affichent les valeurs les plus élevées.

Tableau 3.2: Valeurs mesurées pour la teneur moyenne en oxalate des échantillons de litières sous l'influence des tamarins et hors de cette influence.

La variation des valeurs sous les tamarins est liée aux trois valeurs obtenues par chaque arbre correspondant aux trois échantillons de litières des trois fosses.

Site	N° arbre	Contrôles	Sous les tamarins
		Oxalate (g.kg <sup>-1</sup> )	Oxalate (g.kg <sup>-1</sup> )
1	1	0.81	2.03±0.62
	2	0.03	2.46±1.04
	3	0.02	2.29±0.48
2	4	0.01	1.24 ±1.39
	5	0.01	0.61±0.17
	6	0.04	0.68±0.06
3	7	0.43	1.03±0.15
	8	0.64	0.62±0.02
	9	0.52	0.64±0.05
4	10	0.23	0.92±0.36
	12	0.56	0.59±0.03

### 3.2.3.7 Étude comparative entre sites

#### a. Les sols contrôles

D'après le tableau 3.3, le pH du site 1 est significativement basique et celui du site 3 est significativement acide. Aucune différence de pH est notée entre site 2 et 4. Le COT moyen du site 4 est significativement plus important que les ceux du 1 et 3. Les proportions en limons et sables sont plus faibles pour le site 1. Le site 2 présentent une proportion de phyllosilicates significativement plus importante. Les CEC et Ca<sup>2+</sup> du site 1 et site 2 sont significativement plus élevés que ceux des sites 3 et 4. Le Mg échangeable du site 3 est significativement plus faible par rapport au site 1 et 2.

Tableau 3.3: Moyennes avec écart-type des variables mesurées des sites contrôles et résultats ANOVA et test de Tukey post-ANOVA entre les sites.

Variables	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Variables	p-value	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4
pH	7.2± 0.2	6.7± 0.1	5.9± 0.2	6.7 ±0.2	pH	<0.001	a	b	c	bd
COT (%)	0.6 ± 0.3	1.1± 0.5	0.7± 0.6	2.8± 1	COT (%)	0.0032	a	ab	abc	bd
Argiles (%)	4± 1.4	7.1± 0.9	6.1 ± 1.6	5.4± 1.2	Argiles(%)	0.200	–	–	–	–
Limons(%)	16.4 ±5.4	27.7 ±3.2	26.6 ±6.2	26.3 ±6.3	Limons(%)	0.0002	a	b	bc	bcd
Sables (%)	79.5 ±6.7	65.1 ±4.1	67.2± 7.8	68.3 ±7.5	Sables(%)	0.0003	a	b	bc	bcd
Phyllosilicates (%)	13.3 ±4.5	20.1± 6.5	9.1± 3.7	13.3± 3.6	Phyllosilicates(%)	0.0004	a	b	ac	acd
Quartz(%)	62.6 ±14.7	54 ±13.4	51.1 ± 19.6	44.5 ± 13.4	Quartz(%)	0.158	–	–	–	–
Feldspath(%)	9.7 ± 5.3	15.3 ±9.1	17.3 ±10.1	21.3 ±9.4	Feldspath(%)	0.0731	–	–	–	–
Plagioclases(%)	5.3 ± 4.2	4.7 ±9.2	14.3 ± 11.7	11.8 ± 5.9	Plagioclases(%)	0.0658	–	–	–	–
Calcite (%)	0.2 ±0.1	0.3 ± 0.1	0.1 ±0.3	0.3 ± 0.1	Calcite(%)	0.677	–	–	–	–
CEC (cmol c <sup>+</sup> /kg)	11.5± 5.4	15.7 ±3.7	3.5± 0.8	4.9±1.5	CEC(cmol <sub>c<sup>+</sup></sub> /kg)	<0.001	a	ab	c	cd
Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	8.3±4.3	6.9 ±4.7	1.07 ± 0.5	1.7± 1.1	Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	ab	c	cd
Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	1.9± 2.6	2.7± 1.4	0.3± 0.2	0.6± 0.4	Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	0.0002	a	ab	c	acd
K <sup>+</sup> (cmol/kg)	0.1± 0.04	0.2± 0.2	0.1 ±0.05	0.07± 0.02	K <sup>+</sup> (cmol/kg)	0.138	–	–	–	–

Les analyses ont été effectuées avec n=36 échantillons pour les sols contrôles dont n= 9 échantillons pour chaque site. La présence d'une même lettre entre les sites indique l'absence de différence significative.

#### b. Sous les tamarins

Une différence significative est présente pour les variables limons, CEC et les cations basiques échangeables pour les sols influencés par les tamarins (tableau 3. 4). La proportion en limons est significativement plus importante pour le site 3. Les CEC et Ca<sup>2+</sup> des sites 1 et 2 sont significativement plus élevées que les sites 3 et 4. Le site 1 présente du Mg<sup>2+</sup>et du K<sup>+</sup> échangeable plus élevés par rapport aux 3 autres sites.

Tableau 3.4: Moyennes avec écart-type des variables mesurées des sites avec les tamarins et résultats ANOVA et test de Tukey post-ANOVA entre les sites.

Variables	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Variables	p-value	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4
pH	7.9 ±0.1	7.9 ±0.2	8 ±0.2	7.9 ±0.3	pH	0.654	–	–	–	–
COT (%)	3 ±2.2	2.1± 1.6	3 ± 2.3	3.5 ±2	COT(%)	0.0784	–	–	–	–
Argiles (%)	6.3 ±3.2	7.2± 1.2	7.6± 1.2	7.1 ±2	Argiles(%)	0.155	–	–	–	–
Limons(%)	21.9 ±4.4	26.2± 3.7	32.3± 5.6	26.8± 4.5	Limons (%)	<0.001	a	b	c	bd
Sables (%)	71.8 ±7.4	66.6± 4.9	66.0 2± 6.6	66.07± 6.2	Sables(%)	0.697	–	–	–	–
Phyllosilicates (%)	18.2± 7.09	21.±2 7	17.9 ±6.6	17.6± 7.1	Phyllosilicates(%)	0.266	–	–	–	–
Quartz(%)	61.7± 14.3	52.9± 15.7	43.4 ±14.7	44.2± 11.3	Quartz(%)	0.271	–	–	–	–
Feldspath(%)	15.6 ± 9.8	11.4± 12.9	23.5± 8.9	24.3± 7.4	Feldspath(%)	0.391	–	–	–	–
Plagioclases(%)	12.6 ±11.7	7.5± 10.6	14.5± 8.7	14.5± 11.7	Plagioclases(%)	0.0789	–	–	–	–
Calcite (%)	2.6± 2.5	1.5 ±1,1	1.3± 1.8	1.6± 1.1	Calcite(%)	0.0156	–	–	–	–
CEC (cmol c <sup>+</sup> /kg)	19.8± 6.6	21.7 ±5.9	15.3± 5.8	11.7± 3.7	CEC (cmol <sub>c<sup>+</sup></sub> /kg)	<0.001	a	ab	abc	cd
Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	10.7± 4.2	12.1± 3.1	8.1±4	5.8± 3	Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	ab	ac	cd
Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	7.8 ±4.5	3.9±2.6	1.3± 1.2	1.8± 1.2	Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	b	c	cd
K <sup>+</sup> (cmol/kg)	0.9 ±0.6	0.5 ±0.3	0.4± 0.2	0.3± 0.1	K <sup>+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	b	bc	bc

Les analyses comprennent n=108 échantillons dont n=27 échantillons pour chaque site. La présence d'une même lettre entre les sites indique l'absence de différence significative.

Dans l'ensemble, les sols contrôles présentent de plus grandes variabilités entre les sites que les sites influencés par les tamarins.

### 3.2.3.8 Comparaison des conditions édaphiques avec et sans l'influence de l'écosystème oxalogène - oxalotrophe.

#### a. Le pH H<sub>2</sub>O des sols

Les mesures de pH des sols de référence (Figure 3.12 A.C.E. F) montrent une homogénéisation du pH des sols des arbres géographiquement proches correspondant au site (Figure 3.8) :

- Le site 1, constitué des arbres 1, 2 et 3, représente le sol basique à neutre avec un pH variant de 6.8 à 7.5.
- Le site 2, composé des arbres 4, 5 et 6, de pH allant de 6.5 à 7.0, est sur sol acide à neutre.
- Le site 3, avec les arbres 7, 8 et 9, est caractérisé par un sol acide à pH de 5.8 à 6.5.
- Le site 4, constitué par les arbres 10,11 et 12, présente un sol acide à neutre avec un pH oscillant entre 6.5 à 7.

Sous l'influence des tamarins, aucune différence significative n'est observée entre les sites. En revanche, le pH sous les tamarins est complètement différent des sols distants. Les tamarins arrivent ainsi à modifier le pH du sol et à l'alcaliniser jusqu'à un pH autour de 8 (Figure 3.12 A).

#### b. La granulométrie

La texture des sols hors influence des tamarins est sablo-limoneuse et celle des sols sous leur influence est limono-sableuse. Le pôle très sableux du site 1 de référence n'est plus visible sous les arbres (Figure 3.13). Toutefois, la tendance générale de la texture reste sableuse.

#### c. Formation du carbonate de calcium

La présence de carbonate n'a pas été détectée dans les sols de référence tandis qu'il a été trouvé jusqu'à 11.4% de carbonate dans les sols sous les tamarins. Le site 1 affiche les valeurs les plus élevées jusqu'à 11.4%, suivi du site 2 allant jusqu'à 7%, puis du site 3 jusqu'à 6.2% et le site 4 avec 5.4% (Figure 3.12 B.). Cette faible proportion a été détectée dans la fraction fine (<2000 µm) mais des nodules de calcite ont été observés sur le terrain (Figure 3.14 A. B. D et E). La présence de carbonate est clairement liée à celle des tamarins, source primaire d'une VOC active. Par ailleurs, du carbonate a été également détecté sur les écorces des racines (Figure 3.14 C) ainsi que sur les écorces des troncs. Du carbonate s'est donc directement formé sur l'arbre.

#### d. Carbone Organique Total (COT)

Le COT moyen mesuré pour par site passe du site contrôle aux sites sous l'influence du tamarin de  $0.6 \pm 0.3$  à  $3 \pm 2.2$  % pour le site 1, de  $1.1 \pm 0.5$  à  $2.1 \pm 1.6$  pour le site 2, de  $0.7 \pm 0.6$  à  $3 \pm 2.3$  pour le site 3, et de  $1.8 \pm 1$  à  $3.5 \pm 2$  pour le site 4. Cette augmentation de COT est visible dans la Figure 3.12 C.



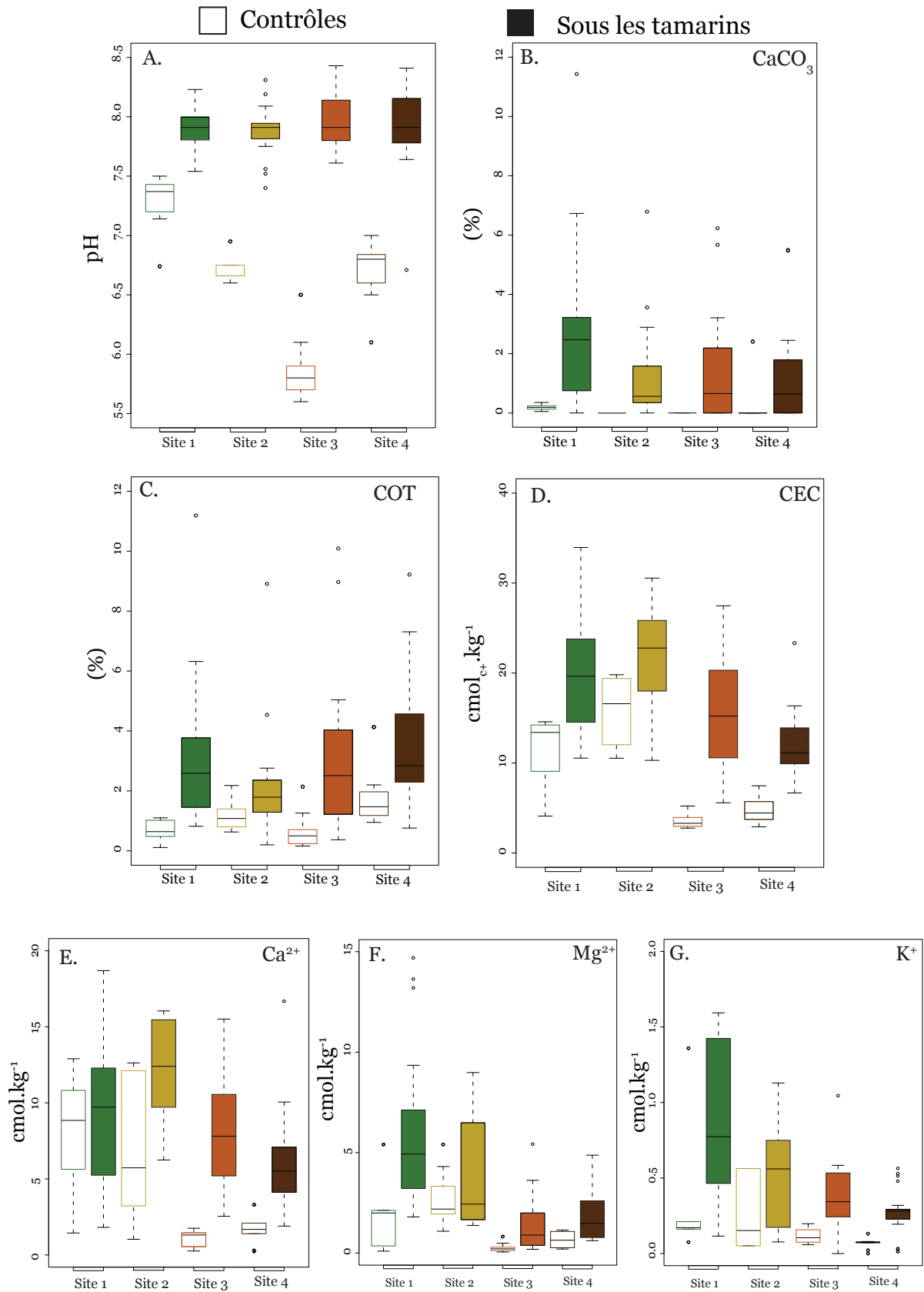


Figure 3.12: Variation de : A. pH ; B. CaCO<sub>3</sub> (%) ; C. COT (%) ; D. CEC (cmol<sub>c+</sub>/kg) ; E. Ca<sup>2+</sup> (cmol/kg) ; F. Mg<sup>2+</sup> (cmol/kg) ; G. K<sup>+</sup> (cmol/kg) obtenues par groupement des arbres par site. La ligne noire correspond à la médiane.

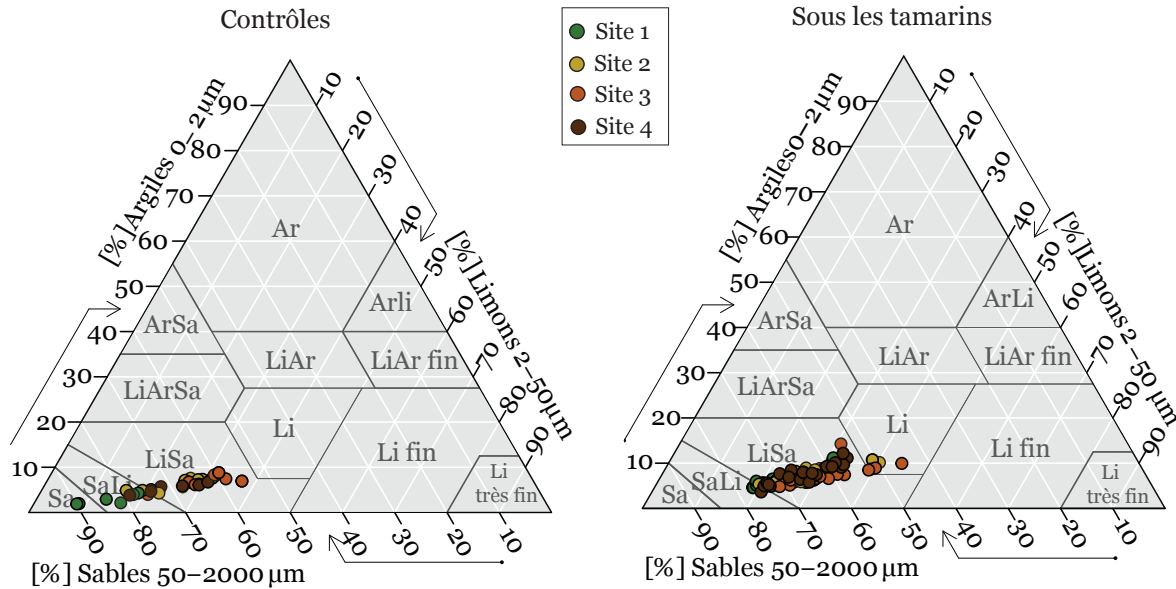


Figure 3.13: Comparaison des classes granulométriques de sols contrôles et sols influencés par les tamarins. La texture est homogène (pôle limono-sableux) en ce qui concerne les sols sous les arbres.

Ar : argileux, ArLi : argilo-limoneux, LiAr : limono-argileux, Li=Limoneux, ArSa=argilo sableux, LiArSa : limono-argilo-sableux, LiSa : limono-sableux, SaLi : sablo-limoneux, Sa=Sableux.

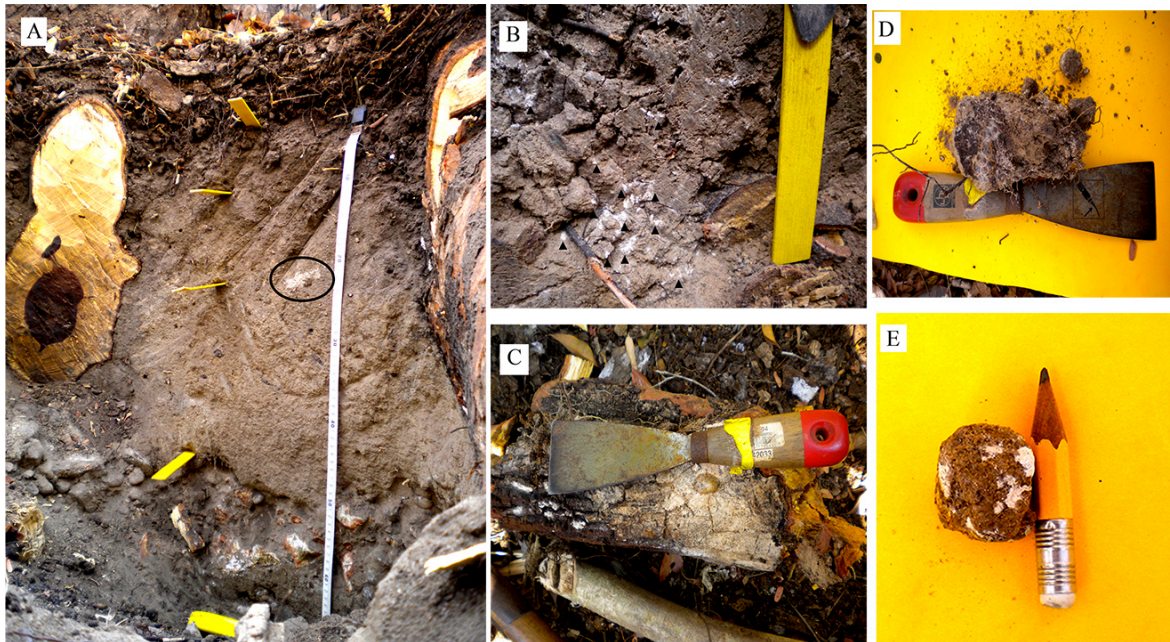


Figure 3.14: Présence de carbonate de calcium dans le sol et sur les racines.

A) Fosse sous le tamarin N° 2 présentant des carbonates secondaires (cercle noir) à 22 cm de profondeur. B) Des nodules de carbonates (pointées par les flèches noires) rencontrés dans une fosse sous le tamarin N°7 de 95 cm de diamètre. C) Portion d'une racine du tamarin N°7 présentant de carbonate de calcium ayant une réaction très forte à HCl. D) Échantillon de sol présentant une effervescence au contact d'HCl. E) Concrétion de carbonate agrégé à un peu de fraction fine du sol.

## e. CEC et cations basiques échangeables

Les variations de la CEC et des cations basiques échangeables ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  et  $\text{K}^+$ ) des sols contrôles et des sols influencés par les tamarins pour chaque site sont présentées dans la Figure 3.12 D.E. F et G. Malgré une grande variabilité observée pour les sols sous l'influence des tamarins, une augmentation de la CEC et des teneurs en cations échangeables est visible comparés aux sols distants. En comparant les sols contrôles et les sols sous les tamarins, la CEC moyenne passe de  $11.5 \pm 5.4$  à  $19.8 \pm 6.6$   $\text{cmol}_{\text{c}^+}/\text{kg}$  pour le site 1, de  $15.7 \pm 3.7$  à  $21.7 \pm 5.9$   $\text{cmol}_{\text{c}^+}/\text{kg}$  pour le site 2, de  $3.5 \pm 0.8$  à  $15.3 \pm 5.8$   $\text{cmol}_{\text{c}^+}/\text{kg}$  pour le site 3, et de  $4.9 \pm 1.5$   $\text{cmol}_{\text{c}^+}/\text{kg}$  à  $11.7 \pm 3.7$   $\text{cmol}_{\text{c}^+}/\text{kg}$  pour le site 4. La CEC des sols sous l'influence des tamarins est cinq fois plus élevée que celle des sols hors influence pour le site 3, site qui a enregistré la plus grande hausse de pH (Figure 3.12 D). La quantité moyenne de  $\text{Ca}^{2+}$  passe, des sols de référence aux sols sous les arbres, de  $8.3 \pm 4.3$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $10.7 \pm 4$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 1, de  $6.9 \pm 4.7$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $12.1 \pm 3.1$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 2, de  $1.07 \pm 1.1$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $8.1 \pm 4$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 3, et de  $1.7 \pm 1.1$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $5.8 \pm 3$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 4 (Figure 3.12 E). Le magnésium échangeable ( $\text{Mg}^{2+}$ ) moyenne change, des sols hors influence des tamarins aux sols sous leur influence, de  $1.9 \pm 2.6$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $7.8 \pm 4.5$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 1, de  $2.7 \pm 1.4$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $3.9 \pm 2.6$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 2, de  $0.3 \pm 0.2$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $1.3 \pm 1.2$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 3, et de  $0.6 \pm 0.4$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $1.8 \pm 1.2$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 4 (Figure 3.12 E). Pour le potassium échangeable ( $\text{K}^+$ ), la moyenne passe de  $0.1 \pm 0.04$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $0.9 \pm 0.6$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 1 ; de  $0.2 \pm 0.2$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $0.5 \pm 0.3$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 2, de  $0.1 \pm 0.05$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $0.4 \pm 0.2$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 3, et de  $0.07 \pm 0.02$   $\text{cmol}/\text{kg}$  à  $0.3 \pm 0.1$   $\text{cmol}/\text{kg}$  pour le site 4 (Figure 3.12 G).

## f. Représentation multivariée des différences entre sols hors et sous l'influence des tamarins

Les résultats ANOVA et test de Tukey post-ANOVA des variables édaphiques étudiées entre chaque site hors et sous influence des tamarins sont affichés par le tableau 3. 5. Le pH montre une différence significative entre les sols influencés et non influencés par les tamarins pour les 4 sites d'étude. Il en est de même pour la CEC. Des différences significatives ont été également détectées entre certains sites pour la variable COT (site 3), limons (site 3), calcite (site 1),  $\text{Ca}^{2+}$  (site 2, 3 et 4),  $\text{Mg}^{2+}$  (site 1 et 4), et  $\text{K}^+$  (site 1 et 3). L'ACP fondée sur les variables ayant présentées des différences significatives entre sols contrôles et sols influencés les tamarins relatifs aux propriétés physiques et chimiques des sols (Tableau 3.5) est présentée par la Figure 3.15. Il est alors remarqué que les variables pH, CEC,  $\text{Ca}^{2+}$ , et  $\text{Mg}^{2+}$  sont les facteurs qui expliquent le plus significativement la variabilité des sols. On distingue nettement une distribution antagoniste entre sols de référence et sols influencés par les tamarins.

Tableau 3.5: ANOVA et résultats du test Tukey post ANOVA des paramètres étudiés pour chaque site entre les sols contrôles et les sols sous influence des tamarins.

Variables	p-value	Site 1		Site 2		Site 3		Site 4	
		Contrôle	Tamarin	Contrôle	Tamarin	Contrôle	Tamarin	Contrôle	Tamarin
pH	<0.001	a	b	c	d	e	f	g	h
COT (%)	<0.001	a	b	–	–	e	f	–	–
Argiles(%)	0.463	–	–	–	–	–	–	–	–
Limons(%)	<0.001	–	–	–	–	e	f	–	–
Sables(%)	0.491	–	–	–	–	–	–	–	–
Phyllosilicates(%)	0.108	–	–	–	–	–	–	–	–
Quartz(%)	0.165	–	–	–	–	–	–	–	–
Feldspath(%)	0.718	–	–	–	–	–	–	–	–
Plagioclases(%)	0.343	–	–	–	–	–	–	–	–
Calcite(%)	0.0002	a	b	–	–	–	–	–	–
CEC (cmol <sub>c+</sub> /kg)	<0.001	a	b	c	d	e	f	g	h
Ca <sup>2+</sup> (cmol/kg)	<0.001	–	–	c	d	e	f	g	h
Mg <sup>2+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	b	–	–	–	–	g	h
K <sup>+</sup> (cmol/kg)	<0.001	a	b	–	–	e	f	–	–

Les analyses ont été effectuées avec n=36 échantillons pour les sols contrôles dont n= 9 échantillons pour chaque site. Pour les sols influencés par les tamarins, n=108 échantillons dont n=27 échantillons pour chaque site.

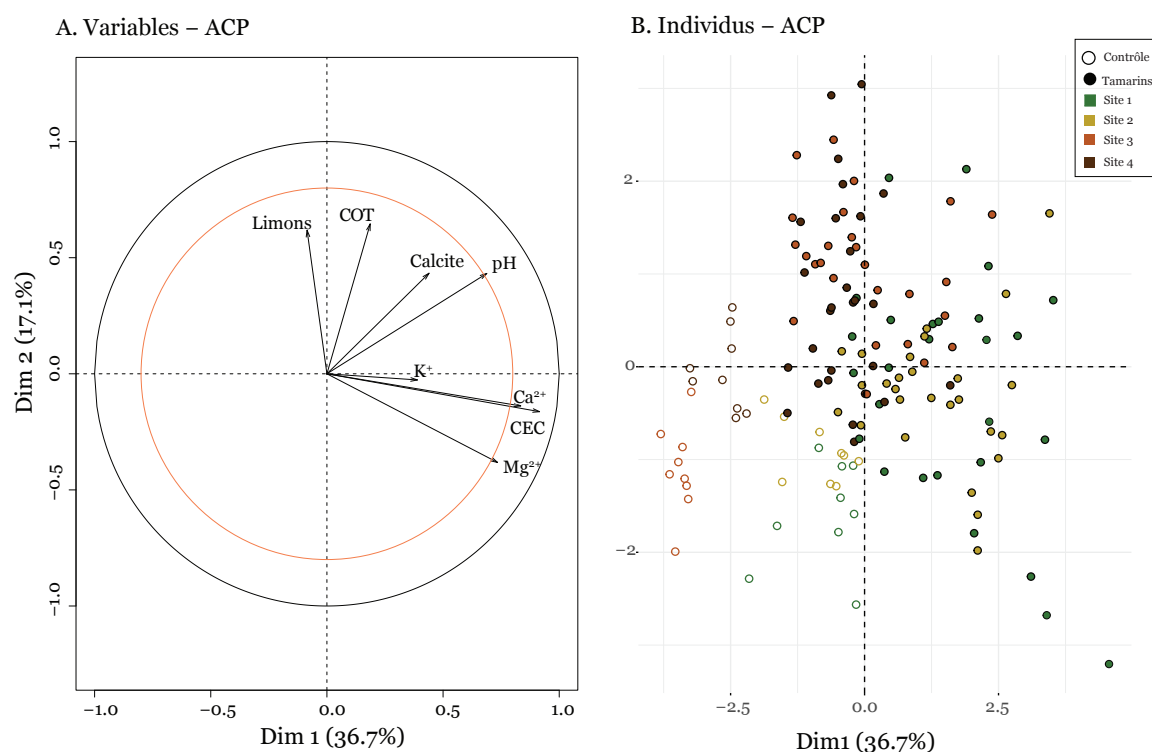


Figure 3.15: Résultats de l'ACP pour les échantillons de sols prélevés sous les arbres et les sols contrôles. A. Répartition des variables édaphiques et des variables décrivant la voie oxalate-carbonate dans le cercle des corrélations. Le premier axe représente 36.7% de la variance totale des échantillons et le second axe 17.1% (donc 53.8% de la variance totale sur le plan composante 1 x composante 2). B. Distribution de tous les échantillons avec les codes formes (cercle vide et cercle plein) représentant les sols contrôles et les sols influencés par les tamarins et les codes couleurs représentant les sites. Les

cercles extérieurs et intérieur représentent respectivement 0.8 (orange) et 1 (noir) de coefficient de corrélation entre variables dans cet espace.

### 3.2.4 Discussion

Des différences dans les paramètres étudiés ont été enregistrées entre les sols de référence (contrôles) et les sols influencés par les tamarins. Les modifications apportées par les tamarins sont importantes et il est clair que des propriétés émergent sous ses arbres, propriétés liées à la présence de la VOC. Toutefois, force est de constater que ces changements induits par la VOC sur son environnement restent variables. Les facteurs pouvant expliquer cette variabilité sont discutées dans cette partie.

#### 3.2.4.1 Les paramètres intrinsèques à la zone d'étude et leurs effets

##### a. Influence du $\text{pH}_{\text{H}_2\text{O}}$ avant l'établissement des tamarins

###### ➤ Sur l'ampleur de l'alcalinisation du sol

Le pH d'origine est défini comme le pH des sols avant l'établissement de l'arbre oxalogène. Rappelons que le site 1 est associé à des sols basiques, les sites 2 et 4 à des sols neutres et le site 3 à des sols acides. Cette tendance observée sous les sols contrôles a été alors comparée à la modification du pH observée sous les arbres. La mesure de la variation du pH montre de fortes variations liées à la présence de la VOC étant donné que le  $\text{pH}_{\text{H}_2\text{O}}$  sous le tamarin est complètement différent de celui hors influence de l'arbre. En effet, le pH moyen trouvé sous les arbres est pratiquement similaire car respectivement de  $7.9 \pm 0.1$ ,  $7.9 \pm 0.1$ ,  $8 \pm 0.2$  et  $7.9 \pm 0.3$  pour le site 1, site 2 site 3 et le site 4 (tableau 3.4). L'ampleur de la variation de pH induite par la VOC n'est manifestement pas identique puisque cette comparaison a permis de noter un gradient de variation du pH ( $\Delta\text{pH}$  site 3 >  $\Delta\text{pH}$  site 4 >  $\Delta\text{pH}$  site 2 >  $\Delta\text{pH}$  site 1) avec une augmentation de 1 à 2.5 unités de pH est enregistrée pour les sol acides, 0.7 à 2.2 unités pour le sol neutre et de 0 à 1.4 unités pour les sols basiques (Figure 3.12 A). Cette différence est visiblement en relation avec les conditions d'origine. Étant donné qu'un pH d'origine plus basique est attribué au groupe 1 ( $7.4 \pm 0.2$ ), la variation du pH nécessaire à ce sol basique pour atteindre un même seuil pH serait nécessairement moins importante que pour un sol acide. Le pH initial a été déjà indiqué comme déterminant de la direction et de l'ampleur de la variation de pH dans le cadre d'apports de résidus de plantes (Tang & Yu, 1999 ; Xu et al., 2006) où l'apport de résidus pourrait être associé à l'apport direct d'oxalate au sol à travers la biomasse végétale fournie par le tamarin, oxalate qui va être disponible pour les bactéries oxalotrophes et va permettre ainsi l'alcalinisation du milieu.

###### ➤ Sur l'accumulation des carbonates de calcium

Le pH et le carbonate de calcium sont étroitement liés. Le pH de stabilité de la calcite étant supérieur à 8.4 dans les conditions de T ( $25^\circ\text{C}$ ) et de  $\text{pCO}_2$  ( $3.43 \times 10^{-4}$  atm), la faible quantité

de carbonate retrouvée sous les arbres s'expliquerait par le pH moyen atteint qui est d'environ 8. Ceci concorde avec les observations sous l'iroko où le pH alcalin trouvé sous les arbres serait le résultat de l'oxalotrophie et non lié au pouvoir tampon des carbonates (Braissant, 2005, Cailleau, 2005, Cailleau et al., 2014). La précipitation de calcite n'aurait donc lieu que dans des micro-environnements (Cailleau et al., 2005). Cette hypothèse pourrait être mise en relation également avec le pH initial. En effet, un gradient des teneurs en calcite a été également retrouvé pour les sites. Le site basique affiche jusqu'à 11% de calcite, contre 6% pour les sites neutres et 3% le sol acide de départ. Des nodules de carbonate secondaire ont été observés dans les sols basiques (Figure 3.14 A). La proportion de carbonate accumulé dans le sol soulignerait le fait que l'atteinte du pH de stabilité de la calcite a été facilitée pour le sol basique, lui permettant rapidement de former une quantité de carbonate de calcium plus importante, à âge d'arbre comparable. Par conséquent, le pH initial acide limiterait la formation de carbonate de calcium dans le sol, un paramètre déjà identifié autour de l'iroko au Cameroun (Dietrich, 2012). De plus, compte tenu d'un environnement de départ neutre à basique pour le site 1, ce dernier serait plus résilient à la variation de pH en cas de perturbations des conditions du milieu. Il pourra ainsi maintenir le pouvoir tampon des carbonates et ainsi permettre de re-précipiter du carbonate de calcium.

#### b. Influence de la granulométrie

Le gradient de variation du pH ( $\Delta\text{pH site 3} > \Delta\text{pH site 4} > \Delta\text{pH site 2} > \Delta\text{pH site 1}$ ) affichée par la Figure 3.12 A est aussi concomitant du gradient de la teneur moyenne en particules fines : 7.6% > 7.2% > 7.1% > 6.3 respectivement pour les argiles et 32.4% > 26.8% > 26.2 > 21.9% pour les limons (tableau 3.4). Cette relation pourrait être associée au pouvoir tampon des sols lié au rôle des silicates et des argiles, et qui lui permet de résister, ou de réduire ses variations de pH en cas d'apports d'acides ou de bases (Duchaufour, 2001, Gobat et al., 2010). Dans le cas étudié, ce pouvoir tampon pourrait être lié à une proportion plus importante de particules fines et associé à un apport de base. Autrement dit, plus il y aurait de particules fines, plus grand serait le pouvoir tampon, rendant plus difficile la variation de pH. De plus, la fraction limoneuse contribue bien plus significativement au pouvoir tampon que la fraction sableuse (Curtin & Rostad, 1997). De plus, la texture fine va empêcher les mouvements *per descendum* et favoriser les mouvements latéraux (Cailleau et al., 2014). On pourrait donc émettre l'hypothèse que pour le site 3 « l'effort » pour pouvoir atteindre un même seuil de pH a été plus important et expliquerait la grande variation de pH et la plus faible quantité de carbonate accumulé. Néanmoins, dans le contexte étudié, la granulométrie n'interviendrait pas dans la variation du pH puisque le même pH est atteint quelle que soit la proportion des classes granulométriques et notamment la quantité de particules fines. Il faut toutefois tenir compte que cette absence de lien apparent entre la texture et l'ampleur des effets de la VOC pourrait

être justement masquée par l'homogénéité des sites (texture limono-sableuse à sableuse. (Figure 3.13) qui ne permet pas de différencier suffisamment les sols selon la variable texture.

#### 3.2.4.2 Variabilité du pH d'origine et l'homogénéisation du pH actuel

Deux questionnements liés au pH avant et après la présence des tamarins apparaissent au regard des résultats. Premièrement quelle est l'origine de la différence de pH des sols contrôles ? La variation du pH moyen des échantillons de sols contrôles pris le long de chaque profil de contrôle associé à chaque arbre correspondant à chaque site sont donnés par la Figure 3.16. Une augmentation de pH en profondeur est notée pour les sols associés aux arbres 1, 2 et 3 et le pH le plus élevé est entre 70-75 cm. Le pH de référence associé aux arbres 4, 5 et 6 oscille d'acide à neutre. Les arbres 5 et 6 ont le pH le plus acide et celui de l'arbre 4 est neutre. Cette tendance change pour les arbres 7, 8 et 9 puisque les pH sont acides tout le long du profil. Le pH contrôle de l'arbre 10 est d'acide à neutre, celui du 11, neutre en surface à acide en profondeur, et l'arbre 12 a un pH acide à toutes les profondeurs.

Nombreux sont les facteurs qui déterminent la valeur du pH d'un sol. L'acidité résulte d'une évolution de nombreux processus, dont entre autres, l'activité biologique, la dissolution des roches et le drainage qui élimine ou non de l'alcalinité ou de l'acidité (Dambrine & Tessier, 2001). De plus, de fortes différences peuvent exister à l'intérieur d'un même sol (Gobat et al., 2010). La différence de pH entre les sols contrôles pourrait s'expliquer par les conditions physiques et climatiques locales. La région centrée dans le bassin versant de la rivière Kirindy est sous-tendue par des formations sédimentaires, composées de schistes, de grès continentaux et d'argiles remaniés lors de périodes érosives anciennes. Ces produits de remaniement sont désignés sous le nom de carapace sableuse ou sables roux. On peut aussi signaler des affleurements localisés de marnes et de calcaires crétacés et éocènes dans des couloirs et dépressions (Randrimboavonjy, 1996). La localisation des arbres se développant sur les sols les plus basiques indique cependant l'absence de roche mère carbonatée d'après les conditions géologiques du milieu (Figure 2.4).

Il faut également noter la position géographique de la zone d'étude. Proche du littoral, la région comprend des inclusions de dépôts lagunaires et marins et des apports éoliens sont fréquents dans les zones côtières. Par ailleurs, une variation latérale de faciès est probable dans le cas de roches-mères qui pourraient sembler identiques. Enfin, des formations sont recouvertes de nappes alluvionnaires récentes, sablo-argileuses, déposées par les fleuves qui s'écoulent d'est en ouest. La rivière Kirindy est une rivière saisonnière qui n'a d'eau que pendant la saison de pluies (Covi, 1988). Seulement, l'importante quantité de pluies durant cette saison, plus particulièrement durant la période cyclonique, est à l'origine du débordement de la rivière et de l'inondation de toute la zone forestière. Le profil des sols alluviaux est, en effet, très hétérogène et peut comprendre des couches superposées plus ou moins épaisses, de compositions granulométriques très différentes ; ces couches successives, limons, sables,

graviers, correspondent aux conditions de dépôt très variables au cours des différentes crues ; ces sols sont pédologiquement peu évolués, en général riches en réserves minérales d'origines variées, mais peu humifères (Baize & Girard, 2008). Les apports alluviaux contribuant à la pédogenèse pourraient aussi favoriser l'alcalinité ou l'acidité du milieu. De plus, si le site d'étude présente une topographie relativement plane, les sites d'échantillonnage n'ont pas tous la même altitude. La durée de submersion, les processus de ruissèlement et d'infiltration différents agissent sur les propriétés physico-chimiques des sols de manière variée (Montoroi, 2012). Un lessivage plus important des cations pourrait affecter la zone la plus basse due à une immersion plus prolongée. Mais étant donné que les arbres 7, 8 et 9 correspondants au site 3 se trouvent à plus haute altitude et présentent les sols les plus acides, cette hypothèse reste difficilement soutenable.

La minéralogie, notamment les oxydes métalliques, joue également un rôle sur le pH des sols. Les réactions dans lesquelles  $H^+$  est adsorbé ou désorbé sont communes à la surface des oxydes minéraux notamment d'aluminium, de fer, et de manganèse (par exemple la gibbsite -  $Al(OH)_3$  ou la goethite- $FeOOH$ ) (Schaetzl & Thompson, 2015). Mais les données minéralogiques obtenues ne permettent pas statuer sur le rôle potentiel des oxydes vis-à-vis du pH des sols contrôles, compte tenu du pourcentage important des indosés et de la faible quantité d'hématite et de goethite détectées. Néanmoins, la part significative d'indosés pourrait bien être attribuée à des minéraux faiblement à mal cristallisés dont le pouvoir d'adsorption est souvent très important.

La deuxième remarque concerne le pH des sols influencés par les tamarins. Les sols sous les arbres, atteignent le même seuil de pH qui est d'environ 8. (Figure 3.12 A). Ce seuil pourrait être lié à la texture homogène du site. Il pourrait s'expliquer par le déficit de saturation du complexe absorbant des sols par des cations. La CEC représente la capacité maximale de cations échangeables qu'un sol peut retenir à un pH donné, ce qui correspond à la somme des sites d'échange occupés par des cations alcalino-terreux ( $Ca^{2+}$  et  $Mg^{2+}$ ) et des cations alcalins ( $Na^+$  et  $K^+$ ), qui outre les cations basiques, fixe également des ions  $H^+$  et  $Al^{3+}$  échangeables (Dabin, 1970). La CEC du sol reflète assez bien les concentrations en argiles et en matière organique du sol (MOS), mais aussi sa composition minéralogique et son pH (Schaetzl & Thompson, 2015). Tous les complexes absorbants ne présentent pas la même capacité à fixer les ions, en raison des types d'argiles ou de biopolymères qui les composent (Gobat et al., 2010).



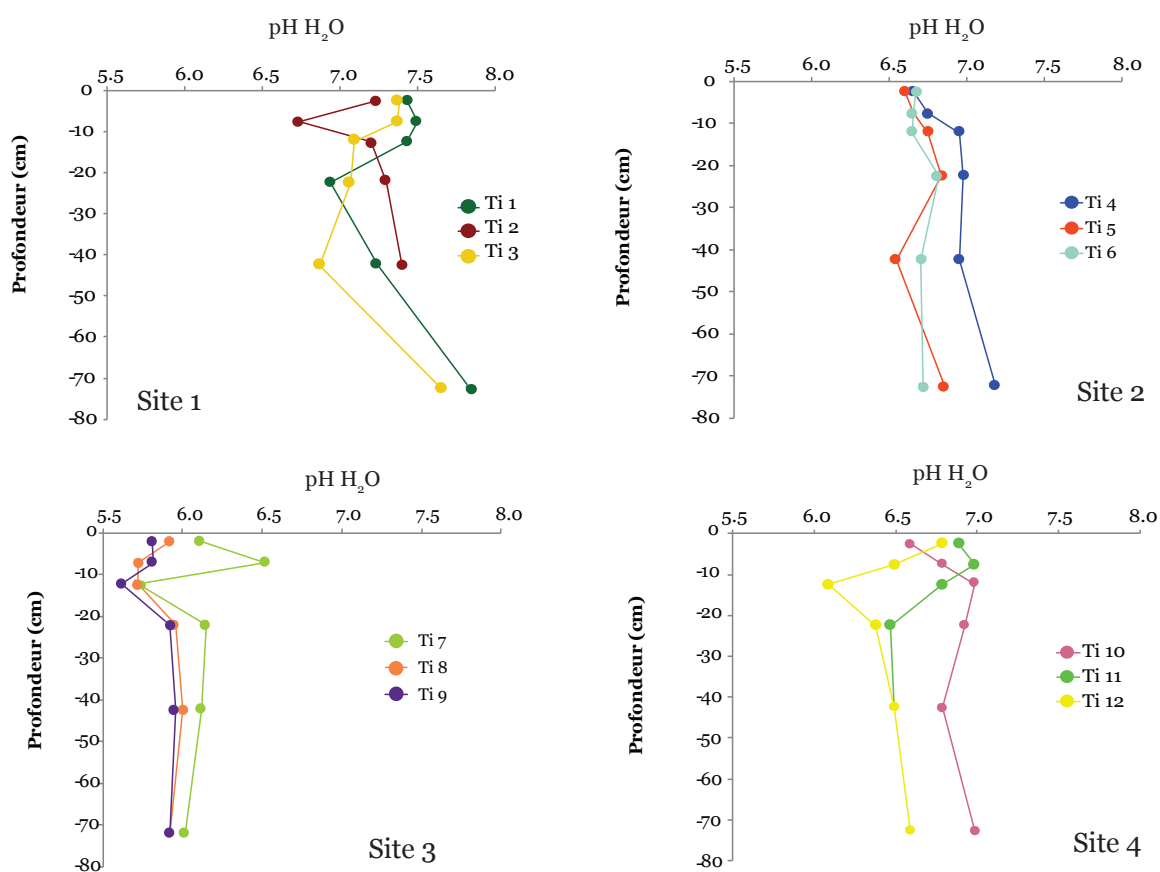


Figure 3.16: Variations du pH des sols contrôles associés à chaque arbre.

Chaque graphe est représenté par trois arbres géographiquement proches constituant chaque site.

Ti : *Tamarindus indica*

Néanmoins, les mesures granulométriques indiquent une faible quantité d'argile. La comparaison des sols influencés par les tamarins en fonction des sites indique l'absence de différences en termes de proportions moyennes en argile (tableau 3.4). En cas de faible quantité d'argile granulométrique, et d'autant plus de nature minéralogique dominée par la kaolinite (dans notre cas), en théorie, c'est la MO qui va jouer un rôle prépondérant dans la CEC. La quantité moyenne de carbone organique enregistrée entre les sites est identique sous les tamarins (tableau 3.4). La CEC a significativement augmenté sous les arbres mais la différence entre les arbres est significative uniquement pour le site 4. Ces constats amènent à déduire que les conditions sont similaires sous ces arbres. Les sites d'échanges qui devraient être occupés par les cations pourraient être ainsi limités pour la nature des sols, ne permettant pas d'accéder à un pH plus élevé. Ces variables deviennent ainsi des facteurs limitants à l'augmentation du pH. Le pH maximum trouvé sous l'arbre exprimerait ainsi une limite que le tamarin, dans les conditions écosystémiques locales, ne pourrait dépasser.

D'autre part, le seuil de pH pourrait être expliqué par la limite de l'espèce, ou des arbres étudiés, en termes de grande quantité d'oxalate produit. Il faut garder à l'esprit que les arbres étudiés ayant des diamètres proches, on fait l'hypothèse qu'ils ont des âges proches.

Ceci est à mettre en parallèle avec les pH beaucoup plus élevés, mesurés autour de *Milicia excelsa* d'environ 200 ans par exemple (Dietrich, 2012, Cailleau et al., 2004, 2014). En présence de la VOC, le pH du sol est connu pour être fortement influencé par l'oxalotrophie (Braissant et al., 2004, Cailleau et al., 2014). Bravo et al. (2013) ont montré que l'addition ne serait-ce que de 0.5% d'oxalate de calcium stimule l'activité oxalotrophique des bactéries et conduit à l'augmentation du pH local. La hausse de pH de 6.4 à 7.2 ou 7.7 (respectivement pour 1% et 4% d'oxalate de calcium) démontre que l'intensité des apports d'oxalate de calcium est l'un des facteurs limitant de l'activité oxalotrophique des bactéries (Bravo et al., 2013). Les données disponibles nous indiquent que le comportement des sites selon les taux de calcite dans les sols (Figure 3.12 B) et d'oxalate dans la litière (tableau 3.2 et Figure 3.17) sont identiques. On remarque une quantité mesurée plus importante pour le site 1 (1 à 2.5 g/kg) par rapport aux trois autres sites. L'apport plus important d'oxalate par l'arbre pour le site 1 pourrait ainsi indiquer une consommation potentielle d'oxalate plus importante dans ces sols et par conséquent une accumulation potentielle de carbonate plus importante. Malgré l'interdépendance entre quantité d'oxalate disponible, augmentation du pH et formation de carbonate dans le sol, il est important de préciser que le dosage de l'oxalate reflète l'équilibre entre l'apport d'oxalate issu de l'arbre et de sa consommation par la guilda des oxalotrophes au moment de l'échantillonnage et ne représente en aucun cas le flux exact d'oxalate dans l'écosystème arbre-sol. On peut en revanche mettre en lien sa consommation avec un pH anormalement élevé, selon les études de Cailleau (2005) et de Braissant (2005) qui montrent l'augmentation de pH comme conséquence directe de la consommation d'oxalate (Cailleau et al., 2014). Cette relation est d'autant plus renforcée que les pH alcalins trouvés sous les arbres sont clairement liés à l'activité oxalotrophique et non à la présence de carbonate.

#### 3.2.4.3 *Tamarindus indica* : un écosystème oxalogène-oxalotrophe efficace

Les tamarins ont modifié leur environnement, à commencer par le pH. Une augmentation jusqu'à 2.5 unités de pH a été enregistrée pour les sols des tamarins (Figure 3.12 A). Le pH de la solution du sol régule tant de réactions chimiques qu'il est souvent appelé la « variable maîtresse » du sol (Schaetzl & Thompson, 2015), aussi bien en ce qui concerne les variables physiques que biologiques (Brady & Weil, 1999).

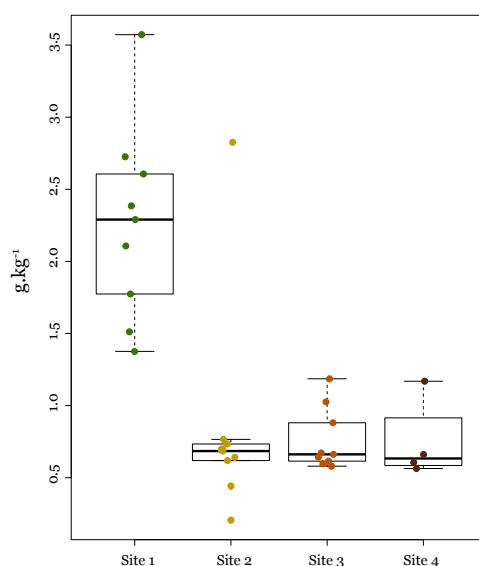


Figure 3.17: Distribution de la teneur en oxalate trouvée dans les litières des sites de sols sous les tamariniers.

La teneur en oxalate du site1 est significativement plus élevée que les trois autres sites.

Tableau 3.6: Corrélation de Pearson entre variables minéralogiques (Phyllosilicates, FeldspathK, Quartz, Plagioclases), variable clés de la voie oxalate-carbonate (Calcite, pH), classe granulométrique (argiles, sables, limons), paramètres chimiques ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ , CEC) et la matière organique du sol (COT)  $n=143$  échantillons. Les valeurs en gras indiquent l'existence d'une corrélation.

	pH	COT	Argiles	Limons	Sables	Phyllosilicates	Quartz	FeldspathK	PlagioclaseNa	Calcite	CEC	$\text{Ca}^{2+}$	$\text{Mg}^{2+}$	$\text{K}^+$
pH	1													
COT	0.24	1												
Argiles	0.28	0.08	1											
Limons	0.17	0.06	<b>0.75</b>	1										
Sables	0.21	-0.07	<b>-0.86</b>	<b>-0.98</b>	1									
Phyllosilicates	0.34	0.05	0.35	0.25	-0.29	1								
Quartz	0.24	-0.30	-0.15	-0.24	0.23	-0.28	1							
FeldspathK	0.07	0.09	0.08	0.20	-0.17	-0.17	-0.56	1						
PlagioclaseNa	0.04	0.26	-0.04	0.10	-0.07	-0.17	<b>-0.65</b>	0.12	1					
Calcite	0.32	0.23	0.23	0.02	-0.08	0.15	-0.10	-0.02	-0.03	1				
CEC	<b>0.55</b>	0.02	0.06	-0.22	0.16	0.38	0.09	-0.27	-0.19	0.15	1			
$\text{Ca}^{2+}$	<b>0.54</b>	0.06	-0.06	-0.31	0.26	0.24	0.06	-0.24	-0.08	0.24	<b>0.85</b>	1		
$\text{Mg}^{2+}$	0.27	-0.01	0.00	-0.24	0.19	0.27	0.08	-0.20	-0.18	0.21	<b>0.68</b>	0.47	1	
$\text{K}^+$	0.28	0.04	-0.05	-0.16	0.14	0.12	0.04	-0.11	0.02	0.28	0.40	0.45	<b>0.52</b>	1

La seule variation du pH du sol est lourde de conséquences. Elle s'accompagne d'une variation de la capacité d'échange cationique, des teneurs en cations échangeables mais aussi des propriétés physiques (Pernes-Debuyser & Tessier, 2002). Il a été montré que l'augmentation de pH des sols sous les tamarins est accompagnée d'une augmentation des cations basiques échangeables ainsi que de la CEC (Figure 3.12 D, E, F, et G). Ces résultats concordent avec les observations de Pons et al. (2018) sous iroko selon lesquelles l'écosystème oxalogène-oxalotrophe montre l'existence d'un gradient de pH, qui à son tour contrôle les fractions échangeables du calcium et magnésium.

En milieu tropical, les augmentations de CEC sont généralement liées à des modifications de la MO, connue pour avoir une influence majeure dans les sols à dominance de kaolinite, où elle peut représenter jusqu'à 90% de la CEC (Feller et Beare, 1997 ; Zech et al., 1997 ; Golay, 2012). Si l'apport de MO reste logiquement plus important sous les arbres, la corrélation entre COT et CEC est inexistante ( $r=0.02$ ). Elle est également non significative entre COT et  $Ca^{2+}$  ( $r=0.06$ ), COT et  $Mg^{2+}$  ( $r=-0.01$ ) (Tableau 3.6). En forêt tropicale sèche, la MO, à travers la litière, est supposée être la principale voie d'approvisionnement en calcium et en magnésium (Campo et al., 1999, Vittousek, 1984). Mais cette absence de corrélation pourrait refléter uniquement la relation avec la fraction échangeable et non la fraction totale. Les feuilles du tamarin sont riches en minéraux, plus particulièrement en potassium, en phosphore, en calcium, et en magnésium. L'acide oxalique est également présent (196 mg/100g) et les jeunes feuilles montrent un bon rapport calcium : oxalate égal à 1 : 1 à un pH=4.5. Ceci indique que les feuilles sont de bonnes sources de calcium (El-Siddig et al., 2006). Le taux de libération du calcium, ou son immobilisation dans la litière foliaire, peut varier selon les espèces, ce qui pourrait être mis en relation avec la variation de la concentration en Ca dans les litières de feuilles et de racines (Dauer & Perakis, 2014). Une concentration d'acide oxalique largement plus importante dans les feuilles du tamarin a été enregistrée par Syed et al. (2014) avec 7.5 g/kg de matière fraîche. L'abondance d'oxalate de calcium a été également démontrée dans les écorces des tamarins étudiés (cf 3.1) L'hypothèse relatant que le tamarin est la principale source de calcium, nécessaire à la formation de l'oxalate de calcium indispensable à la VOC, est donc fortement probable. Les transformations décelées dans les sols seraient ainsi gouvernées par l'augmentation du pH du sol généré par l'oxalotrophie. L'augmentation de pH est d'ailleurs aussi connue pour provoquer la déprotonation de sites carboxyles en surface de la MOS, ainsi que la libération de certains sites qui sont occupés préalablement par Fe et Al créant une augmentation de la CEC (Zech et al., 1997, Golay, 2012).

Pour conclure, il est donc intéressant de noter que les tamarins ont la faculté d'alcaliniser le sol quel que soit son pH avant l'établissement de l'arbre. Ceci souligne l'efficacité de cette espèce en tant que contributrice à un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif. L'alcalinité retrouvée sous les arbres laisse encore supposer que la précipitation de carbonate demeure possible en cas d'apport continu d'oxalate.

#### 3.2.4.4 Voie oxalate-carbonate : une stratégie d'adaptation ?

Les mesures effectuées chez des espèces associées à un système oxalogène – oxalotrophe, notamment ceux décrits en Afrique continentale, en Amazonie bolivienne et en Inde, ont montré de très nettes modifications, tant au niveau du pH qu'en ce qui concerne le taux de carbonate accumulé, impliquant ainsi des bouleversements sur la chimie des sols. Toutefois, ces évaluations se sont généralement concentrées sur un pied d'arbre. Bien que plusieurs pieds d'un même arbre oxalogène-oxalotrophe aient été étudiés par Rowley et al. (2016), ces auteurs

ont relevé une grande variabilité dans l'ampleur des effets de la voie sur les variables édaphiques. Dans notre cas, les douze pieds de tamarin étudiés ont affiché un pH moyen de 8 alors que les sols contrôles qui leur sont associés présentent des pH nettement inférieurs oscillant entre 5.5 et 7.5 (Figure 3.12 A). L'évaluation des autres variables mesurées sous les arbres montre moins des différences significatives que pour les sols contrôles (tableau 3.3 et 3.4). L'homogénéisation de ces paramètres édaphiques sous les tamarins, comparés à la variabilité des conditions d'origine, laisse aussi supposer que la VOC pourrait être associée à une stratégie d'adaptation de l'espèce même. Généralement, le terme adaptation correspond à une modification dans la physiologie et/ou dans la morphologie d'un organisme qui lui permet de vivre dans un milieu donné (Collin, 2001). L'adaptation évoquée dans le cas du tamarin serait une modification des propriétés du milieu et non de l'arbre. Les effets de la végétation sur le développement et les propriétés des sols sont bien connus. Dans le cadre de la pédogenèse, par exemple, de manière plus générale, les végétaux, et particulièrement les arbres, agissent par leur litière sur l'ensemble des cycles biogéochimiques. Sur substrat acide, ils concentrent peu à peu en surface les rares cations basiques libérés par la roche ou apportés par les précipitations, élevant ainsi le pH. Si cette action dure suffisamment longtemps, l'acidité peut être totalement neutralisée et le pH peut atteindre des valeurs semblables à celles observées sur roche calcaire, après décarbonatation (pH entre 5.5 et 7.0, voire 8 à 9 par la voie oxalate-carbonate ; Gobat et al., 2010). Par exemple, il a été démontré que l'apport de résidus de légumineuses à un niveau de 1% du poids du sol augmente le pH jusqu'à 2 unités après incubation de 35 à 100 jours sous conditions non-stériles (Tang & Yu, 1999).

D'après El-Siddig et al. (2006) *Tamarindus indica* a été décrite par Sozlnoki (1985) comme n'ayant pas d'exigences édaphiques spécifiques autrement dit pouvant se développer sur une large gamme de sol. En effet, des études ont montré que l'arbre peut par exemple s'épanouir sur sol pauvre ou sur du terrain rocheux. En Inde, la plante tolère des sols sodiques et salins qui se développent dans des ravins et des terres dégradées. Toutefois, le tamarin se développe mieux sur sol limoneux profond ou des sols alluviaux bien drainés, qui vont favoriser le développement d'une longue racine pivotante. Le pH optimum pour le tamarin est entre 5.5 et 6.8, ce qui est à légèrement acide. Le pH moyen de 8 retrouvé sous tous les tamarins fait surgir alors des interrogations puisqu'un pH nettement plus bas semble suffisant pour le développement de l'espèce.

Le facteur "âge" des arbres a été avancé comme potentiel variable d'occurrence de la VOC (Cailleau et al., 2014), qui d'ailleurs a été pris en considération pour le choix des spécimens à étudier. En effet, de jeunes sujets de *Brosimum alicastrum* en Haïti, âgés de 0.5 à 2 ans, ont faiblement influencé le sol (Rowley et al., 2016).

En supposant que la VOC est induite à un certain moment de la vie de l'arbre, et qu'à une période de son cycle de vie, le tamarin aurait besoin d'un sol alcalin, la VOC pourrait être considérée comme un moyen pour pouvoir atteindre cet objectif. Les pH inférieurs

correspondraient plutôt à une exigence en début de croissance. Mais si tel est le cas, les modifications liées à la VOC correspondraient alors à quels besoins ?

Des études ont démontré que le tamarin a des effets allélopathiques et inhibe la croissance des plantes qui l'entourent (Syed et al., 2014 ; Pervez et al., 2003, 2004 ; El Sidding et al., 2006). L'allélopathie se définit comme « tout effet direct ou indirect, positif ou négatif, d'une plante (microorganismes inclus) sur une autre par le biais de composés biochimiques libérés dans l'environnement (atmosphère et sol) ». Les éléments apportés par cette étude, avançant l'amélioration des propriétés chimiques des sols, divergent avec les effets négatifs associée à l'espèce. Il est intéressant de mentionner le rôle des acides organiques dans le phénomène d'allélopathie chez les feuilles du tamarin, en particulier de l'acide oxalique qui a été identifié comme ayant la plus importante contribution allélopathique (Syed et al., 2014). Chez les plantes, l'acide oxalique est soit accumulé dans la vacuole, soit précipité sous forme insoluble en cristaux d'oxalate de calcium dans les cellules, que l'on appelle idioblastes (Franceschi & Nakata, 2005). Il est alors proposé que le mécanisme d'allélopathie pourrait être stoppé quand l'acide oxalique est précipité sous forme de cristaux d'oxalate de calcium, et ainsi va permettre d'enclencher la VOC. En effet, un des rôles primordiaux du calcium est aussi la neutralisation des acides organiques formés par le métabolisme de la plante, tels que l'acide oxalique. De plus, le calcium est connu pour s'accumuler dans les organes âgés, tels que le bois et l'écorce.

### Conclusions

L'iroko ou *Milicia excelsa* (Moraceae) a été l'objet des études pionnières sur les effets de la VOC dans le sol. L'évaluation des impacts de la VOC autour de 12 *Tamarindus indica* (Fabaceae) ou tamarin identifiée à Madagascar, met à jour une fois de plus le bouleversement drastique apporté par un écosystème-oxalogène actif. En effet, des sols alcalins ont été observés sous les arbres alors que leurs sols distants sont caractérisés par un gradient de pH variant d'acide (5.8-6.5), à neutre (6.5-7) et faiblement basique (6.8-7.5). L'augmentation de pH, jusqu'à 2.5 unités, a engendré une augmentation des cations basiques échangeables ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  et  $\text{K}^+$ ) et un accroissement de la CEC.

L'intérêt porté sur les facteurs de variation des effets de la VOC au cours de cette recherche a permis d'identifier le rôle clé du pH initial sur l'ampleur de l'alcalinisation et de la formation de carbonate dans le sol. Mais l'absence de ségrégation nette de la texture dans le site d'étude n'a pas permis de vérifier l'importance des fractions granulométriques sur les effets de la VOC. Comme initialement hypothétisé, les données acquises ont permis de conclure sur l'efficacité de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe du tamarin car quel que soit le pH d'origine, il arrive à modifier le pH et à alcaliniser son milieu de croissance.

L'homogénéisation des propriétés physiques et chimiques sous les tamarins laissent donc supposer que des limites liées aux conditions locales ou des stratégies propres à l'espèce pourraient être atteintes.

En sachant que le pH régule les réactions chimiques, physiques et biologiques, ces changements importants de la chimie des sols sont susceptibles d'avoir d'autres implications, notamment sur la dynamique de la matière organique du sol.

### 3.3 Quantité, qualité et stabilité thermique du carbone organique du sol sous l'influence de la voie oxalate-carbonate.

#### 3.3.1 Introduction

La voie oxalate-carbonate (VOC) est une chaîne de processus naturel permettant de transformer du CO<sub>2</sub> atmosphérique en carbone (C) minéral, sous forme de carbonate, dans les sols, via l'action de l'arbre, de champignons et de bactéries (Braissant et al., 2004 ; Cailleau et al., 2004, Verrecchia et al., 2006). Brièvement, via la photosynthèse, une part du CO<sub>2</sub> atmosphérique est transformée en acide oxalique (C<sub>2</sub>H<sub>2</sub>O<sub>4</sub>), lequel s'accumule dans les tissus des plantes comme sel insoluble lorsqu'il est complexé avec le calcium (CaC<sub>2</sub>O<sub>4</sub>) ou d'autres ions métalliques (Verrecchia et al., 2006). Ces cristaux d'oxalate vont être incorporés dans le sol, relâchés durant la dégradation de la matière organique, et ensuite oxydés par des bactéries oxalotrophes. Cette oxydation augmente localement le pH du sol et libère des ions carbonates, lesquels peuvent précipiter sous la forme de CaCO<sub>3</sub>. Par conséquent, outre ses effets sur les propriétés physico-chimiques du sol, la VOC contribue à transformer du C atmosphérique en C organique dans la plante, puis du C organique en C minéral dans le sol.

Les observations effectuées autour de douze (12) *Tamarindus indica* ou tamarins à Madagascar ont permis de mettre en évidence la capacité de cette espèce à modifier drastiquement les propriétés chimiques du sol. En effet, des sols alcalins ont été observés sous l'influence des tamarins alors que les sols distants de 15 m des arbres sont caractérisés par un gradient de pH variant d'acide, à neutre et faiblement basique. L'augmentation de pH, jusqu'à 2.5 unités, a été accompagnée d'une augmentation du calcium échangeable (Ca<sup>2+</sup>) et la précipitation du carbonate de calcium (CaCO<sub>3</sub>) dans le sol (3.2). Une VOC active et efficace associée aux tamarins a été identifiée, et est à l'origine des modifications décelées et mesurées autour des arbres. L'augmentation de pH a des conséquences favorables à l'activité biologique du sol (Baize et Girard, 2008) qui pourraient avoir un impact important sur les taux de minéralisation de la Matière Organique du Sol (MOS). De plus, la présence de grandes quantités de carbonate et de Ca<sup>2+</sup> sont suspectées d'avoir des implications pour la stabilité du carbone organique du sol (Rowley et al., 2018). L'augmentation du pH et la constitution d'un réservoir de calcium (Ca<sup>2+</sup>, CaCO<sub>3</sub>) induits par la VOC conduisent alors à supposer de potentielles influences sur dynamique de la MOS, et par conséquent du carbone organique du sol (COS), ceci à travers une stabilisation biogéochimique du COS. Les quantités de MOS et de COS sont en effet corrélées ; par convention, on admet que la MOS est égale à 1.727 fois la teneur en carbone organique (Stevenson, 1994, Seanger, 2013).

Cependant, dans ce cas d'étude, la dynamique de MOS sous l'influence des tamarins est soumise à une double-influences :

- (1) Influence de l'arbre lui-même par apport de MO fraîche sous la canopée, en considérant



que la majorité de la MOS est issue de la végétation (parties aériennes et souterraines) (Kögel-Knabner, 2002)

(2) Influence de la VOC par ses effets sur la chimie des sols et la présence d'une communauté microbienne particulière associée au processus.

En considérant cette double influence d'un arbre abritant la VOC, deux questions se posent :

(i) les sols soumis à la VOC présentent-ils des différences de MOS et de stabilité du COS ? (ii) Serait-il possible de distinguer ces éventuelles différences de l'impact de l'arbre ?

En outre, les sols distants du tamarin (à 15m) considérés comme des sols contrôles sont dépourvus d'arbres. Il est ainsi difficile de statuer si ces sols distants sont des contrôles par rapport à la VOC ou des contrôles par rapport à la présence de l'arbre.

Au cours de ces dernières décennies, le potentiel de la technique d'analyse thermique de la pyrolyse Rock-Eval (RE) a été souligné comme méthode de routine pour l'évaluation de l'évolution de la matière organique (OM) dans les sols (Sebag et al., 2016). La pyrolyse RE permet en effet de caractériser le degré d'évolution des matières organiques matures dans les sols et les sédiments (Disnar et al., 2003 ; Sebag et al., 2006 ; Sebag et al., 2016). Elle fournit des données quantitatives (teneur) sur le carbone organique et inorganique du sol, des données qualitatives sur la composition de la MOS, et sur la stabilité thermique du COS. Les résultats issus du RE sont cohérents et comparables à ceux obtenus dans tous les autres contextes climatiques et géomorphologiques (Obame et al., 2010).

La méthode de pyrolyse RE a été par conséquent choisie afin de répondre aux deux questions susmentionnées. L'objectif de cette étude consiste ainsi à vérifier si la méthode pyrolyse RE permet de différencier les potentielles influences de la VOC sur la quantité, qualité et stabilité thermique du COS par rapport à l'influence de l'arbre lui-même.

### 3.3.2 Méthodologie

Une étude comparative a été entreprise afin de déceler les différences pouvant être associées à la VOC. Pour cela, des échantillons de différentes provenances (forêt et savane), et les sols distants ont été comparés aux sols sous l'influence d'arbre associée à la VOC.

#### 3.3.2.1 Matériels

Dans cette finalité de comparaison, quatre types d'échantillons de différentes origines (Tableau 3.7) correspondant à quatre situations ont été considérés :

- Des échantillons provenant de savane et qui vont être considérés comme sols de référence sans arbre.
- Des échantillons provenant d'une forêt et considérés comme étant des sols de référence avec arbres.
- Des échantillons distants de deux écosystèmes oxalogènes - oxalotrophes (iroko et tamarin) représenteront les sols supposés hors influence de la VOC.

- Des échantillons proches de deux écosystèmes oxalogènes - oxalotrophes (tamarin et iroko) constitueront les échantillons influencés par la VOC.

En fonction des sites d'études, six horizons selon la classification du Référentiel Pédologique (2008) dont trois organiques et trois organo-minéraux, ont été pris en compte :

OL : la litière constituée de débris foliaires, et d'écorce non ou peu évolués. La structure originelle des débris est aisément reconnaissable à l'oeil nu.

OF : horizon formé de résidus végétaux, surtout d'origine foliaire (débris de feuilles, résidus squelettisés, etc.), plus ou moins fragmentés, reconnaissable à l'œil nu, en mélange avec des proportions plus ou moins grandes de matières organiques fines (plus de 10% et moins de 70% en volume).

OH : Horizon contenant plus de 70% en volumes de matières organiques fines. Celles-ci se trouvent sous forme de boulettes fécales et/ou de micro-débris végétaux et mycéliens sans structure reconnaissable à l'œil nu.

Ah : Horizon organo-minéral mais à dominance organique.

A : horizon contenant un mélange de matière organique et de matières minérales situés à la base des horizons holorganiques.

Tableau 3.7: Tableau récapitulatif des caractéristiques des échantillons de sols considérés.

Pays	Site	Végétation		Nombre échantillon	Horizon	Observations	Références
Gabon	Nyanga, Franceville, Lope	Savane	Ferralsol	35	A,Ah	Sans arbres	
Gabon	Nyanga, Ivindo, Lope	Forêt	Ferralsol	52	OL,OF,OH, Ah,A	Avec arbres sans VOC	
Cameroun	Bertoua	Savanne	Redoxisol	25	OL,OF,OH, Ah	Présence de <i>Milicia excelsa</i>	Golay, 2012
Cameroun	Bertoua	Savanne	Redoxisol	15	OH,OF,Ah, A	Distant de <i>Milicia excelsa</i>	
Madagascar	Kirindy	Forêt	Arenosol	156	OL,OF,Ah, A	Présence de <i>Tamarindus indica</i>	Randevoison, 2015
Madagascar	Kirindy	Forêt	Arenosol	47	OL, Ah, A	Distant de <i>Tamarindus indica</i>	

### 3.3.2.2 Méthodes

#### a. Échantillonnage

Les méthodes d'échantillonnage de litières et de sols sous les 12 tamarins ainsi que des sols distants de 15 m de chaque arbre sont décrites dans la section 2.3.2.2

#### b. Pyrolyse Rock Eval (RE)

La méthode pyrolyse RE est décrite dans la section 2.3.2.3 f.

#### c. Traitement statistique

Une analyse de la variance (ANOVA) à un facteur a été utilisé pour comparer les moyennes des paramètres RE mesurés pour l'horizon organique O et l'horizon organo-minéral A entre les sols de différentes provenances (savane, forêt, distant ou proche d'un arbre oxalogène). L'hypothèse à vérifier est que deux ou plusieurs populations ont la même moyenne en fonction de la variable considérée. La P-value est la plus importante dans ce cas, si elle est inférieure à 0,05 et l'hypothèse nulle pourra être rejetée. Étant donné que l'ANOVA ne permet pas de dire quelles moyennes sont différentes, un test de Tukey post hoc a été entrepris pour déterminer

lesquelles sont significativement différentes. L'analyse de différence sera alors axée à la détermination des différences liées à la présence des arbres identifiés oxalogène-oxalotrophes (iroko et tamarin) par rapport à la savane, forêt et leurs respectifs sols distants.

### 3.3.3 Résultats

#### 3.3.3.1 Quantité de carbone organique du sol

##### a. Carbone organique total (COT)

La teneur en COT augmente avec la teneur en CP et CR pour tous les sols considérés et une différenciation des horizons organiques et des horizons organo-minéraux est observée. Les teneurs en COT, CP et CR sont plus élevées dans les horizons organiques (Figure 3.18).

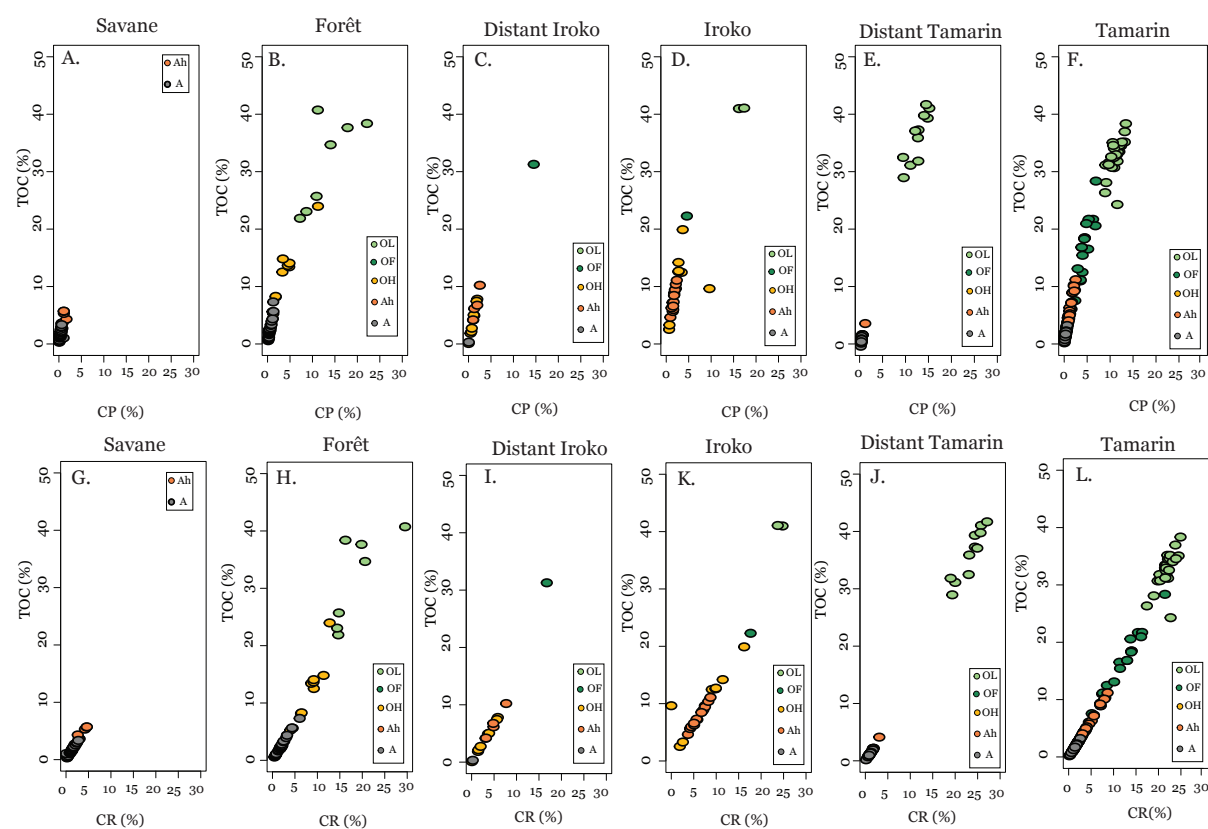


Figure 3.18: Diagramme COT(%) en fonction CP(%) de sols

A. sous savane, B. sous forêt, C. Distant de l'iroko, D. sous l'influence de l'iroko, E. Distant du tamarin, F. sous l'influence du tamarin. Diagramme COT (%) en fonction de CR (%) des sols : G. sous savane, H. sous forêt, I. Distant de l'iroko, J : sous l'influence de l'iroko, K. distant du tamarin, L. sous l'influence du tamarin.

Pour l'horizon O :

- le COT varie de 4.41 à 40.73% sous forêt, de 0 à 31. 3% distant de l'iroko, de 2.5 à 41.06% sous l'influence de l'iroko, 29% à 41.7 % distant du tamarin, et de 5.9 à 38.3% pour les sols sous l'influence du tamarin (Figure 3.19 1-6).

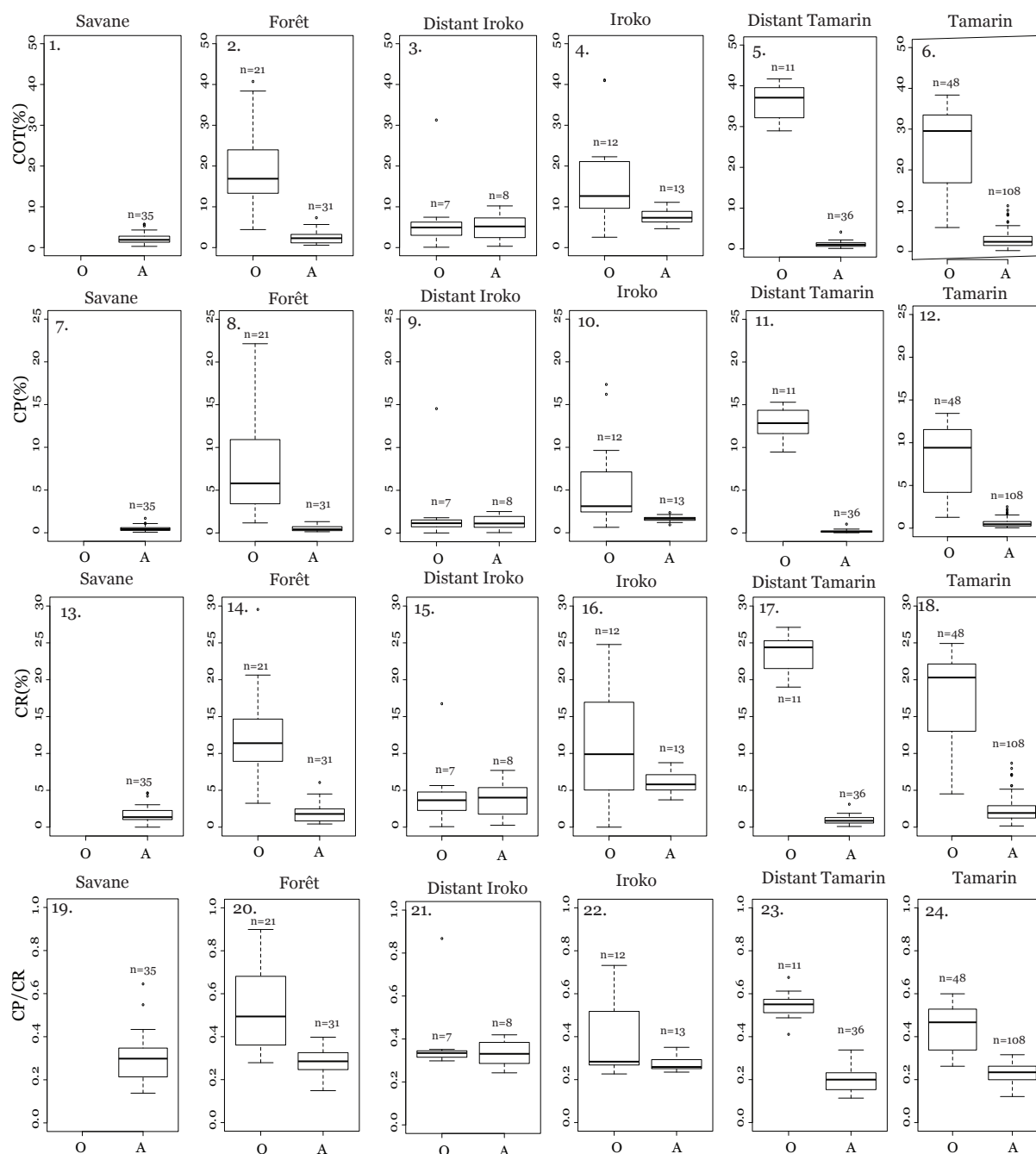


Figure 3.19: 1-6 : Variation du TOC (%), 7-12 : Variation du CP(%), 13-18 : Variation du CR(%), 19-24: Variation du rapport CP/CR des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'influence de l'iroko, distant du tamarin, sous l'influence du tamarin.

-Le CP oscille entre 1.2 à 22.1% sous forêt, de 0 à 14.5% distant de l'iroko, 0.6 à 17.3% sous l'influence de l'iroko, de 9.5 à 15.3% distant du tamarin, et de 1.3 à 13.4 % sous l'influence du tamarin (Figure 3.19 7-12).

- Le CR est entre 3.2 à 29.5% sous forêt, 0 à 16.7 % pour les sols distants de l'iroko, de 0 à 24.8% pour les sols sous l'influence de l'iroko, de 19 à 27.1% pour les sols distants du tamarin, et de 4.5 à 24.9% pour les sous influencés par le tamarin (Figure 3.19 13-18).

-Le rapport CP/CR est de 0.3 à 0.9 pour la forêt, 0.3 à 0.8 pour les sols distants de l'iroko, 0.2 à 0.7 pour les sols sous l'iroko, de 0.4 à 0.7 pour les sols distants du tamarin, et de 0.3 à 0.6 pour les sols influencés par le tamarin (Figure 3.19.19-24).

Le CP semble être plus élevé sous forêt et les sols distants de l'iroko et un CR plus grand pour les sols influencés par l'iroko. Pour le tamarin, CR semble être plus élevé sous son influence.

Pour l'horizon A :

-Le COT varie de 0.3 à 5.7% pour la savane, de 0.5 à 7.3 pour la forêt, de 0.3 à 10.22% pour les sols distants de l'iroko, de 4.6 à 11.1 sous l'iroko, de 0.11 à 4.1% distant du tamarin, et de 0.2 à 11.19 % pour les sols sous l'influence du tamarin (Figure 3.19 1-6).

- Le CP est entre 0 à 1.7% pour la savane, 0.1 à 1.3% pour la forêt, de 0 à 2.5% pour les sols distants de l'iroko, de 0.9 à 2.3 % pour les sols sous l'iroko, de 0 à 1% pour les sols distants du tamarin, et de 0 à 2.5% pour les sols influencés par le tamarin (Figure 3.19 7-12).

-Le CR oscille entre 0 et 4.6 pour la savane, de 0.4 à 6% pour la forêt, de 0.3 à 7.7 pour les sols distants de l'iroko, de 3.7 à 8.7 %pour les sols sous l'iroko, 0.1 à 3.1% pour les sols distants du tamarin, den 0.2 à 8.7% pour les sols influencés par le tamarin (Figure 3.19 13-18).

-Le rapport CP/CR est de 0.1 à 0.6 pour les sols sous savane, de 0.1 à 0.4 sous forêt, de 0.2 à 0.4 sols distants de l'iroko, 0.2 à 0.35 pour les sols sous l'iroko, de 0.1 à 0.3 pour les sols distants et sous l'influences du tamarin (Figure 3.19 19-24). CP semble être plus important sous savane.

#### b. Carbone minéral (MINC)

Le MINC est faible voire nul pour la savane (Figure 3.20 A). Sous forêt, une relation linéaire est observée entre COT et MINC. Les horizons organiques présentent un COT et MINC important ; et les horizons organo-minéraux avec un COT et MINC faible (Figure 3.20 B). Une corrélation forte est remarquée également entre MINC et COT pour les sols distants de l'iroko et du tamarin. (Figure 3.20 C et D). COT et MINC sont élevés pour les horizons organiques et sont faibles pour les horizons organo-minéraux. L'horizon Ah présente un MINC plus important que OH distant de l'iroko. Sous l'influence de l'iroko, la corrélation entre MINC et TOC est moins forte. En effet, des horizons OH et AH ont un COT plus faible mais un MINC plus important que OL et OF. (Figure 3.20 E). Sous l'influence du tamarin, la corrélation entre COT et MINC s'observe également mais elle est moins forte. Des horizons OF présentant un COT plus faible ont des valeurs de MINC semblables aux OL. De plus, des horizons organo-minéraux ont des valeurs de TOC très faible mais la teneur du MINC est élevée (Figure 3.20 F). Cette absence de corrélation dans les horizons organo-minéraux pourrait être liée à la présence de carbonate formé sous les arbres.

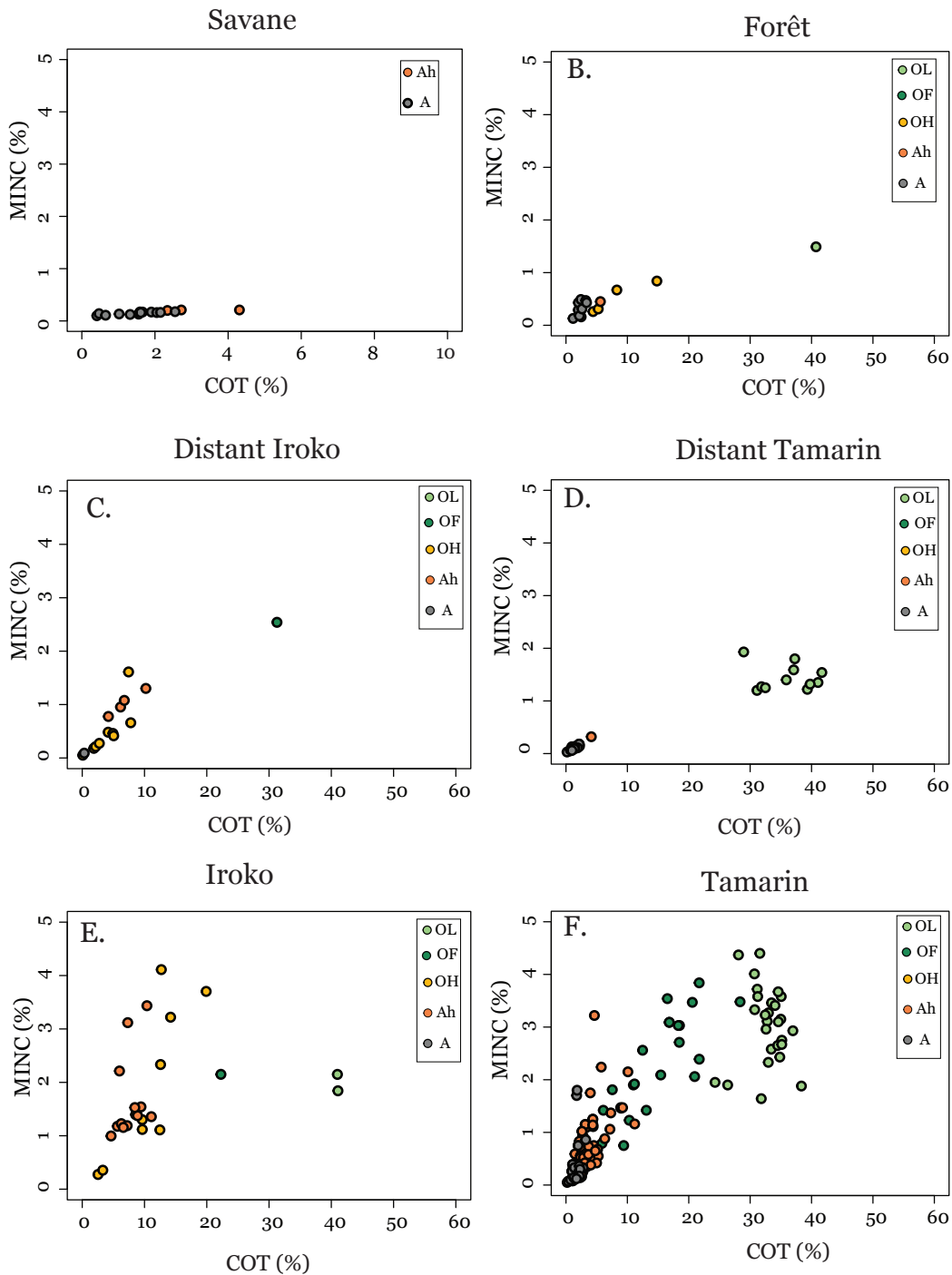


Figure 3.20: Diagramme MINC (%) en fonction du COT (%) des sols

A. sous savane, B. sous forêt, C. distant de l'iroko, D. distant du tamarin, E. sous l'iroko, F. sous le tamarin.

Le MINC de l'horizon O est de 0.3 à 1.5 sous forêt, de 0 à 2.5% distant de l'iroko, de 0.3 à 4.1% sous l'iroko, de 1.2 à 1.9% distant du tamarin, et de 0.8 à 4.4% sous le tamarin. Pour l'horizon A, le MINC est de 0.1 à 0.2% sous savane, de 0.1 à 0.5% sous forêt, de 0.1 à 1.3 % distant de l'iroko, de 1 à 3.4% sous l'influence de l'iroko, de 0.02 à 0.3% distant du tamarin, et de 0.05 à 3.2 % sous le tamarin (Figure 3.21 13-18).

Le rapport COT/MINC, pour l'horizon O, est de 11.7 à 27.3 sous forêt, de 1.6 à 12.3 distant de l'iroko, de 3 à 22.3 sous l'influence de l'iroko, de 15 à 32.2 distant du tamarin, et de 4.1 à 20.4 sous l'influence du tamarin. Pour l'horizon A, le rapport COT/MINC est de 3.3 à 20.5 pour la savane, de 4.7 à 15.4 sous forêt, de 5.6 à 11.8 distant de l'iroko, de 2.3 à 8.1 sous l'iroko, de 3.7 à 17.2 distant du tamarin, et de 1 à 16.5 pour les sols sous l'influence du tamarin (3.21. 1-6). Comparés aux sols de références et des sols distants, le rapport COT/MINC semble plus petit sous l'influence des arbres iroko et tamarin.

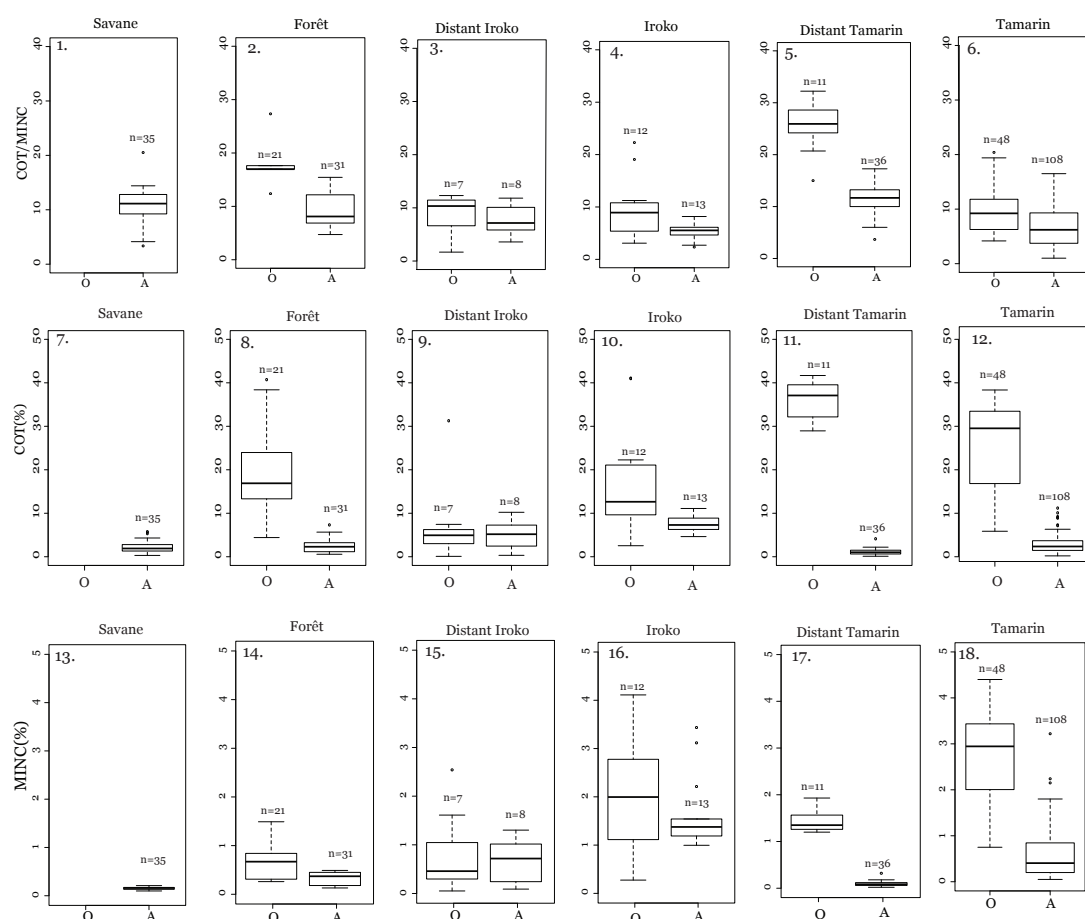


Figure 3.21: Variation du rapport COT/MINC (%), 7-12 : Variation du TOC (%), 13-18 : Variation du MINC (%) des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant et sous l'influence de l'iroko, et hors et sous l'influence du tamarin.

### 3.3.3.2 Qualité globale du Carbone organique du sol

Deux ensembles sont définis pour tous les types sols considérés à partir du diagramme IH vs IO : (i) les horizons organiques présentant de fortes et variables valeurs de IH et de IO faibles et peu variables, et (ii) les horizons organo-minéraux de faibles valeurs de IH et des valeurs de OI très variables (Figure 3.22) Sous savane, les horizons Ah présentent un IH élevé mais variable (100-400 mgHC/gCOrg) et IO faible (100-200 mg CO<sub>2</sub>/g Corg) ; tandis qu'Ah présente un OI très variable allant de 120-450 mg CO<sub>2</sub>/g Corg (Figure 3.22 A).

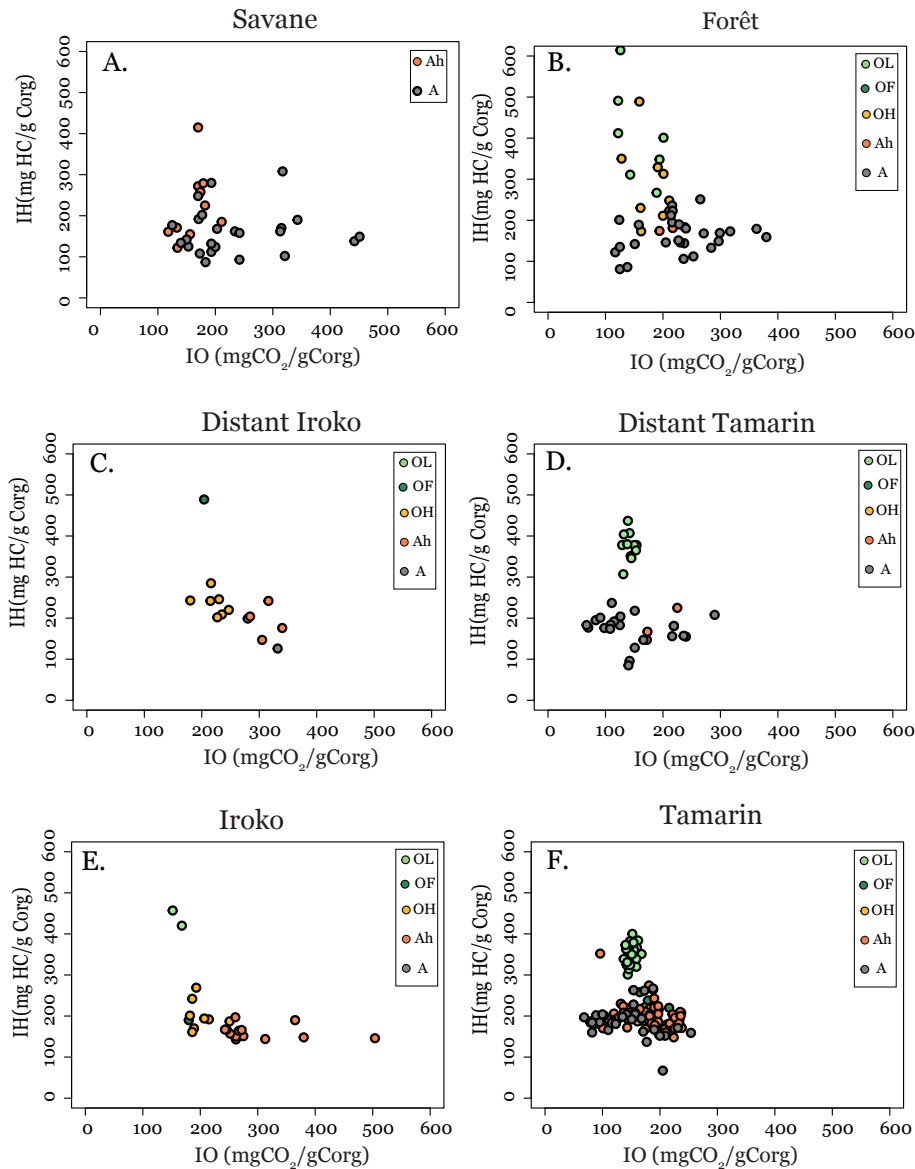


Figure 3.22: Diagramme IH(mg HC/g Corg) en fonction de OI (mg CO<sub>2</sub>/g Corg) des sols.

A. sous savane, B. sous forêt, C. distant de l'iroko, D. Sous l'influence de l'iroko, E : Distant du tamarin, F : Sous l'influence du tamarin.

Sous forêt, les horizons se distinguent également : des horizons organiques avec un IH très variable de 173 à 614 mg HC/g Corg et un IO faible de 122 à 238 mg CO<sub>2</sub>/g Corg, et des horizons organo-minéraux à IH faible de 81 à 251 mg HC/Corg et une variabilité de IO allant de 117 à 380 mg CO<sub>2</sub>/g Corg (Figure 3.22 B). La différenciation des horizons sont visibles distants de l'iroko avec IH variant de 199 à 489mg HC/Corg et un IO de 180 à 280 mg CO<sub>2</sub>/Corg pour les horizons O, et un IH variant de 126 à 285 mgHC/Corg et IO de 216 à 340mg CO<sub>2</sub>/Corg pour les horizons A (Figure 3.22 C). Distant du tamarin, les horizons organiques présentent un IH de 307 à 437 mgHC/g COrg et IO de 129 à 154 mg CO<sub>2</sub>/Corg ; et les horizons organo-minéraux avec un IH oscillant entre 85 à 340 mgHC/g COrg et IO de 67 à 290 mg CO<sub>2</sub>/Corg (Figure 3.22 D). Sous l'influence de l'iroko, O présente un IH de 161 à 457 mgHC/g COrg et IO de 152 à 251 mg CO<sub>2</sub>/Corg, tandis que A a un IH de 143 à 197 mgHC/g COrg et IO de 243 à 504 CO<sub>2</sub>/Corg



Figure 3.22 E). Sous l'influence du tamarin, l'horizon O affiche un IH de 161 à 400 mg HC /g C org et IO de de 137 à 234 mg CO<sub>2</sub>/Corg, et l'horizon A avec un IH variable de 67 à 350 mg HC /g C org et un IO de de 68 à 254 CO<sub>2</sub>/Corg. Il est remarqué que les OF sous les tamarins présentent un IH et IO semblables aux horizons A (Figure 3.22 D).

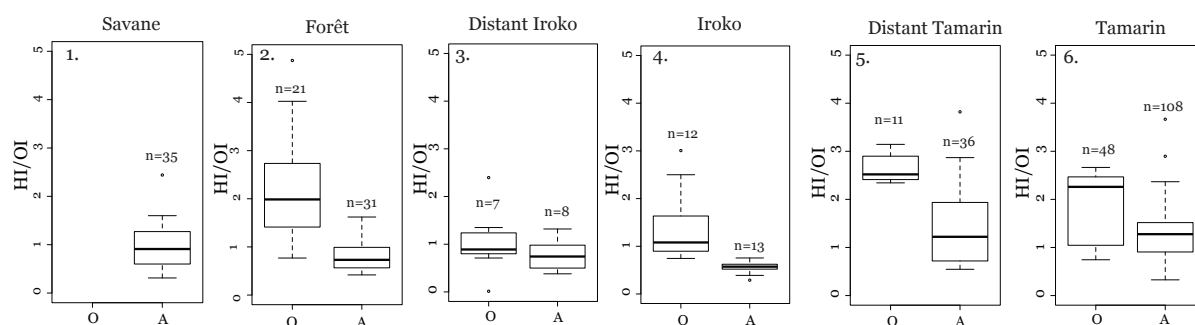


Figure 3.23: 1-6 :Variation du rapport IH/OI des horizons O et A des sols sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'influence de l'iroko, distant du tamarin et sous l'influence du tamarin.

D'après la Figure 3.23 le rapport IH/OI oscille :

- Pour l'horizon O, de 0.8 à 4.9 pour la forêt, de 0.1 à 2.4 pour les sols distants de l'iroko, 0.75 à 3 sous l'iroko, de 2.3 à 3.1 pour les sols distants du tamarin, et de 0.8 à 2.7 pour les sols influencés par le tamarin.
- Pour l'horizon A, de 0.3 à 2.4 sous savane, 0.4 à 1 sous forêt, de 0.4 à 1.3 distant de l'iroko, de 0.3 à 1.3 sous l'iroko, de 0.5 à 3.8 distant du tamarin, et de 0.3 à 3.7 sous les tamarins.

### 3.3.3.3 Stabilité thermique du carbone organique du sol

Dans l'ensemble (Figure 3.24), on constate une diminution de l'indice I des horizons organiques vers les horizons organo-minéraux. Et inversement l'indice R augmente des horizons organiques vers les horizons organo-minéraux. Les horizons se distinguent sous savane avec I compris entre 0.09 à 0.62 et un R compris entre 0.30 à 0.61 pour Ah, et I allant de 0.19 à -0.15 et R de 0.56 à 0.78 pour A. Les valeurs de I, inférieures à 0, expriment la très grande intensité de la dégradation des MO fraîches. Une déconnexion de certains échantillons A, par rapport à Ah et A, est remarquée. (Figure 3.24. A).

Sous forêt, les horizons organiques et organo- minéraux se différencient également puisque qu'on constate un mélange de OL, OF et OH avec un I variant de 0.1 à 0.5 et R allant de 0.35 à 0.55. L'horizon A présente un I variant de -0.12 à 0.30 et un R de 0.47 à 0.73 (Figure 3.24. B).

Les horizons se distinguent par rapport à la valeur de I et R pour les sols distants de l'iroko. OL, OF et OH présentent un I variant de 0.29 à 0.66 et un R variant de 0.26 à 0.48, et Ah et A ont un I compris entre 0.05 à 0.43 et R de 0.39 à 0.64(Figure 3.24 C).

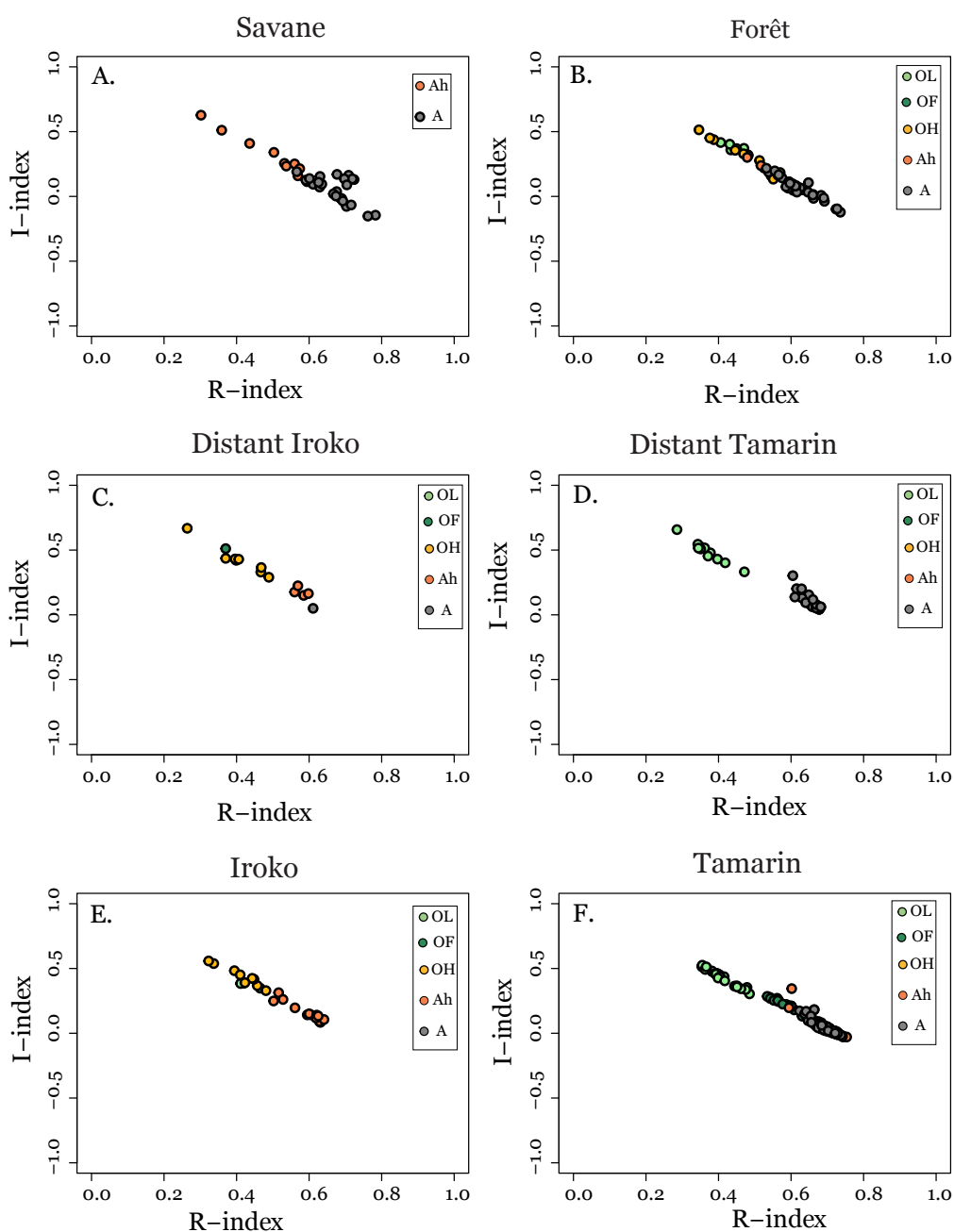


Figure 3.24: Diagramme I-index en fonction de R-index.

A. sous savane, B. sous forêt, C. Distant de l'iroko. D. Distant du tamarin E. Sous iroko, F. Sous tamarin.

Distant du tamarin, une nette différenciation est visible entre OL et A. I varie de 0.33 à 0.65 et R de 0.28 à 0.47 pour OL ; alors que A présente un I variant de 0.04 à 0.37 et R allant de 0.59 à 0.68 (Figure 3.24 D). Sous l'influence de l'iroko, I est compris entre 0.32 à 0.55 et R de 0.32 à 0.48 pour OL et OH ; et un I de 0.08 à 0.31 et R de 0.5 à .64 pour Ah (Figure 3.24 E). Sous l'influence du tamarin, les différents horizons se discriminent. OL présente un I variant de 0.3 à 0.52 et R de 0.35 à 0.48 ; OF avec I de 0.04 à 0.28 et R de 0.53 à 0.69 ; et A avec I allant de -0.02 à 0.34 et R allant de 0.59 à 0.75 (Figure 3.24 D).

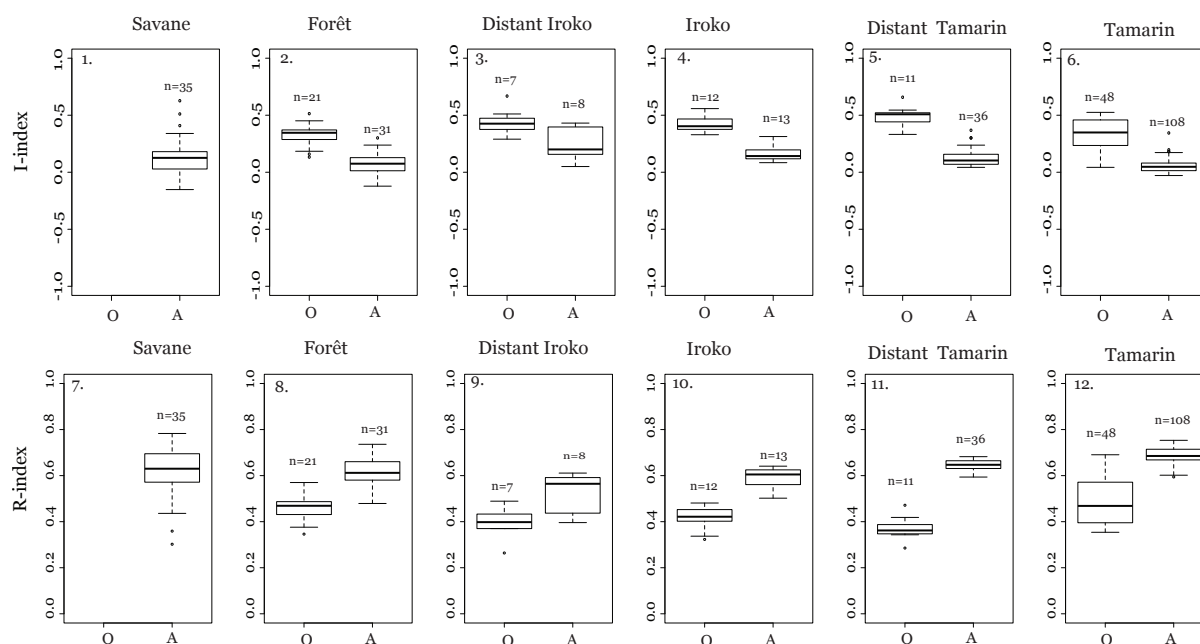


Figure 3.25: 1-6 Variation de I- index. 7-12 : Variation de R-index en fonction des horizons O et A des sols : sous savane, sous forêt, distant de l'iroko, sous l'iroko, distant du tamarin, et sous tamarin.

Les variations des valeurs de I et R par horizon O et A selon les types de sols sont présentés par la Figure 3.25. Pour l'horizon O, I varie de 0.13 à 0.51 sous forêt, de 0.29 à 0.66 distant de l'iroko, 0.32 à 0.55 sous l'influence de l'iroko, de 0.33 à 0.65 distant du tamarin, et de 0.04 à 0.52 sous le tamarin. Pour A, I oscille entre -0.15 à 0.62 sous savane, de -0.12 à 0.30 sous forêt, de 0.05 à 0.43 distant de l'iroko, de 0.08 à 0.31 sous l'iroko, de 0.04 à 0.37 distant du tamarin, de -0.02 à 0.34 sous le tamarin (Figure 3.25 1-6).

L'indice R de l'horizon O est compris entre 0.34 à 0.57 sous forêt, de 0.26 à 0.48 distant de l'iroko, de 0.32 à 0.48 sous l'iroko, 0.28 à 0.47 distant de tamarin, 0.35 à 0.69 sous le tamarin. Pour l'horizon A, R est de 0.30 à 0.78 sous savane, de 0.47 à 0.73 sous forêt, de 0.39 à 0.61 distant de l'iroko, de 0.50 à 0.64 sous l'iroko, 0.59 à 0.68 distant du tamarin, et de 0.6 à 0.75 sous le tamarin (Figure 3.25 7-12).

### 3.3.3.4 Analyse comparative

Les moyennes correspondantes aux variables RE par horizon A et O en fonction des sols de différentes provenances (savane, forêt, distant ou proche d'un arbre oxalogène) sont présentées dans le tableau 3.8.

Tableau 3.8: Moyennes avec écart-type des paramètres RE étudiés en fonction de l'horizon O et horizon A des types de sols.

Horizon	Variable	Savane	Forêt	Distant Iroko	Iroko	Distant tamarin	Tamarin
O	COT(%)	—	19.4 ±10.8	7.8±10.6	16.8±12.6	36.04± 4.3	25.1 ± 9.8
	CP(%)	—	7.3±5.6	2.9 ±5.1	5.5 ±5.7	12.7 ±2	8.05 ±3.9
	CR(%)	—	12.6 ±6	4.9 ±5.5	11.2 ±8	23.3 ±2.7	17.3± 6.2
	MINC(%)	—	0.7± 0.5	0.8± 0.9	2 ± 1.2	1.4± 0.2	2.7 ±0.8
	HI(%)	—	331±110.9	228 ± 139.7	308.7 ± 244.5	375.5 ±34.5	287.9 ±82.2
	OI(%)	—	167.71 ±35.3	317.6 ±250.8	221.1± 104.9	141.5± 8.6	170 ±31.5
	I-index	—	0.33 ±0.09	0.44± 0.12	0.42 ±0.07	0.48 ±0.08	0.34± 0.13
	R-index	—	0.46± 0.05	0.39 ±0.07	0.42± 0.04	0.37 ±0.04	0.48 ±0.09
A	COT(%)	2.2± 1.4	2.5 ±1.6	5.04 ±3.2	7.73± 1.9	1.1± 0.8	2.9 ±2
	CP(%)	0.5 ±0.3	0.5 ±0.3	1.3± 0.8	1.6± 0.4	0.2 ±0.1	0.6 ±0.5
	CR(%)	1.7 ± 1.1	2 ±1.3	3.8± 2.5	6.1 ±1.6	1 ±0.6	2.3 ±1.6
	MINC(%)	0.1± 0.03	0.3 ±0.1	0.7± 0.4	1.7 ±0.8	0.1 ±0.05	0.6 ±0.05
	HI(%)	198 ± 129.2	164.9 ±41.56	205.7± 53.6	160.8± 17	179.6± 45.9	198± 34.1
	OI(%)	226.4 ±111.3	225± 67.5	284.7± 47.5	300.1± 75.1	156.5± 63.7	165.6 ± 45.2
	I-index	0.13 ±0.16	0.07 ±0.09	0.25 ±0.14	0.16 ±0.07	0.13 ± 0.07	0.05± 0.05
	R-index	0.62± 0.1	0.62± 0.06	0.52 ±0.08	0.59 ±0.04	0.64 ±0.02	0.69 ±0.03

Les résultats de comparaison des moyennes effectuées entre les sols de références, les sols distants et les sols sous l'influence des arbres oxalogènes sont présentés par le tableau 3.9 pour l'iroko et le tableau 3.10 pour le tamarin.

a. Les sols de références : savane et forêt

La caractérisation du CO des sols de l'horizon organo-minéral sous savane et sous forêt ne montre pas l'existence d'une différence significative entre les moyennes des variables étudiées. (Tableau 3.9).

b. Les sols distants et les sols de référence

- Les sols distants de l'iroko diffèrent des sols sous forêt par un indice I plus grand et R plus petit pour l'horizon O. Les indices I plus grand et R plus petit sont maintenus pour les sols distants dans l'horizon A. Les teneurs moyennes en COT, CP, CR sont significativement plus importantes distants de l'iroko.

- Par rapport aux références, pour l'horizon O, les sols distants du tamarin présentent un COT, CP et CR significativement plus importants. Un indice I plus grand et R plus petit sont notés pour ces sols distants. Pour l'horizon A, COT, CP et OI sont significativement plus faibles.

## c. Sous l'influence de l'iroko

Les sols influencés par l'iroko diffèrent des sols de références par un I plus grand et R plus petit pour l'horizon O. Pour l'horizon A, COT, CP et CR sont significativement plus élevés. Il en est de même pour MINC. I plus grand et R plus petit sont notés.

En considérant les sols distants ; COT, CR et MINC sont significativement plus importants, L'indice R est significativement plus grand également.

Tableau 3.9: Résultats ANOVA et Tukey post ANOVA des paramètres RE entre des horizons O et A entre sols sous savane, forêt, distant de l'iroko, sous l'influence l'iroko.

La présence d'une même lettre indique l'absence d'une différence significative.

Horizon	Variable	pvalue	Savane	Forêt	Distant Iroko	Iroko
O	COT(%)	0.0791	—	a	a	a
	CP(%)	0.193	—	a	a	a
	CR(%)	0.099	—	a	a	a
	MINC(%)	0.0354	—	a	a	a
	HI(%)	0.619	—	a	a	a
	OI(%)	0.0958	—	a	a	a
	I-index	0.00639	—	a	b	b
	R-index	0.0166	—	a	b	b
A	COT(%)	<0.00001	a	a	b	c
	CP(%)	<0.00001	a	a	b	bc
	CR(%)	<0.00001	a	a	b	c
	MINC(%)	<0.00001	a	ab	bc	d
	HI(%)	0.575	a	a	a	a
	OI(%)	0.346	a	a	a	a
	I-index	0.000341	a	ab	c	bcd
	R-index	<0.00001	a	b	c	d

## d. Sous l'influence du tamarin

La présence du tamarin indique du COT, CR et MINC significativement plus élevés, et OI plus faible, dans l'horizon O, par rapport à la forêt. Des teneurs en COT, CR, MINC plus élevées sont enregistrées par rapport aux sols distants. IH et l'indice I sont plus faible tandis que R est plus grand par rapport à toutes références.

Pour l'horizon A :

- COT, CR, MINC et R sont plus importants ; et OI, I plus faibles comparés à la savane.
- Par rapport à la forêt, MINC et IH sont plus élevés ; OI, I plus faible, et R plus grand.
- En comparant avec les sols distants, les teneurs en COT, CP et CR, MINC sont significativement plus élevées, I est plus petit, et R est plus grand.

Tableau 3.10: : Résultats ANOVA et Tukey post ANOVA des paramètres RE entre des horizons O et A entre sols sous savane, forêt, distant du tamarin et sous l'influence du tamarin .

La présence d'une même lettre indique l'absence d'une différence significative.

Horizon	Variable	pvalue	Savane	Forêt	Distant Tamarin	Tamarin
O	COT(%)	<0.00001	—	a	b	ac
	CP(%)	0.00228	—	a	b	ac
	CR(%)	<0.00001	—	a	b	c
	MINC(%)	<0.00001	—	a	a	b
	HI(%)	0.00666	—	a	ab	ac
	OI(%)	0.0253	—	a	ab	ac
	I-index	0.000584	—	a	b	ac
	R-index	0.000518	—	a	b	ac
A	COT(%)	<0.00001	a	ab	c	bd
	CP(%)	<0.00001	a	ab	c	ab
	CR(%)	<0.00001	a	ab	ac	ab
	MINC(%)	<0.00001	a	a	a	b
	HI(%)	0.0481	a	ab	abc	ac
	OI(%)	<0.00001	a	a	b	bc
	I-index	<0.00001	a	a	a	b
	R-index	<0.00001	a	a	a	b

### 3.3.4 Discussion

#### 3.3.4.1 Du carbone organique et inorganique

Dans l'ensemble, le COT varie de 4.41 à 41.7% pour l'horizon O et chute brutalement de 0.1 à 11.9% pour l'horizon A. Ces valeurs restent dans les proportions décrites par Sebag et al. (2016). L'importante diminution de la teneur COT dans les premiers cm du sol est liée la dynamique de décomposition de la MO qui est très rapide en milieu tropical (Feller et Beare, 1997 ; Zech et al., 1997) et l'intégration de la matière organique dans le sol est faible en raison de l'importante minéralisation de la litière. On suppose généralement que les composés organiques et la MOS ont un renouvellement plus rapide dans les zones tropicales que tempérées en raison de la décomposition renforcée sous les régimes d'humidité et de température plus élevés des tropiques (Six et al., 2002). Les conditions climatiques et édaphiques favorisent en effet les processus d'humification, ou une activité faunique, microbienne et fongique plus intense (Obamé et al., 2010).

Les fortes corrélations existantes entre COT, CP, et CR (Figure 3.18) pour tous les types sols montrent l'absence d'un changement significatif apportés par l'existence de la VOC.

Il est toutefois remarqué que, pour l'horizon A, les sols sous iroko présentent un COT significativement plus important que les sols de références et ses sols distants, différence principalement liée une teneur en C résiduel plus importante. Le C résiduel est constitué par des composés fortement résistants et réfractaires (Carrie et al., 2012), composés pouvant être

liés à la présence de la VOC pour l'iroko. En outre, une teneur moyenne en CO étonnamment plus élevée ( $36 \pm 4.3\%$ ) est observée dans les litières des sols distants du tamarin par rapport aux forêts et influencés par le tamarin. L'apport de MO fraîche par la végétation dans le contexte forestier mais également la possibilité de l'influence de l'arbre même à 15 m pourrait expliquer cette quantité importante. De plus, la litière des sols-contrôle présentait des feuilles mortes jaunies et pas encore décomposées. La présence d'OF sous les tamarins semble toutefois apporter une différence de quantité de CO compte tenu qu'OF enregistre 5 à 28% de COT. Des études faites sur sols sableux sous amendements de résidus foliaires de tamarins, ont d'ailleurs démontré l'augmentation de COS accumulé en comparaison aux sols non amendés ou amendés avec d'autres résidus frais de plantes notamment la paille de riz, des engrais verts et les feuilles de *Dipterocarpus obtusifolius* (Vityakon et al., 2000 ; Puttaso et al., 2011 ; Faust et al., 2015).

Par ailleurs, de fortes corrélations entre MINC et COT trouvées pour les sols sous forêts et les sols distants des arbres oxalogènes (Figure 3.20), démontrent que le MINC mesure une part de C organique (Lafargue et al, 1998). Il s'agit de C organique qui est particulièrement résistant, et décomposé à haute température et par conséquent considéré comme du C inorganique. Cette corrélation est toutefois moins forte dans les horizons A des sols influencés par les arbres oxalogènes. Ceci pourrait indiquer que le MINC mesuré ne serait pas une part du C organique mais devrait correspondre à la part de C contenu dans les carbonates, qui sont formés grâce à la VOC. Le MINC est d'ailleurs significativement plus important sous l'influence des arbres (tableau 3.9 et 3.10) et du carbonate a été observé dans le sol sous les tamarins (3.2). La proportion de MINC significativement plus importante dans les horizons O sous les tamarins pourrait aussi être liée à la présence de carbonates visibles dans les écorces, qui sont très abondantes dans les litières (3.2). Du carbonate a été aussi visible sur les racines des tamarins. OF est souvent parcourus par un réseau racinaire fin plus ou moins dense (et bien mycorhizé) (Baize et Girard, 2008) et les sols sous tamarins ont présenté des horizons OF contrairement aux sols distants.

#### 3.3.4.2 Composition chimique globale du COS

Les deux ensembles distinctifs : horizons organiques et horizons organo-minéraux généralement définis avec les indices d'hydrogène et d'oxygène de tous les sols considérés témoigne d'une évolution commune depuis des conditions initiales différentes (Obame et al, 2010), conditions initiales relatives aux différents contextes associés aux sols considérés. En effet, la diminution de IH de la litière vers les horizons organo-minéraux reflète une déshydrogénation des composés organiques (perte de liaisons H). L'augmentation de IO résulte d'une oxydation accrue, de la perte de C (minéralisation) et d'H (déshydrogénation) au cours de la minéralisation du C organique (Disnar et., 2003 ; Carrie et al., 2013, Sebag et al., 2016). La variabilité de IH trouvés dans les horizons O (Figure 3.22) atteste de la variabilité de

la composition du matériel végétal d'origine (Disnar et al, 2003, Sebag et al, 2016). HI est d'ailleurs fortement contrôlé par la composition chimique de la MO menant à la variabilité des valeurs obtenues (Barré et al., 2016). En outre, les gammes d'IH et d'IO des A sous forêt sont globalement comparables à celles des A sous savane, bien que les IO soient parfois plus élevés pour la savane (jusqu'à 450 mg O<sub>2</sub>/g Corg) (Obame et al., 2010), et pouvant expliquer l'absence de différence entre les sols de références. Les sols distants et sous l'influence de tamarin ont présentés un IO plus faible par rapport aux sols de références. Les valeurs de IO plus faible suggèrent une richesse en composé aromatique dérivant de la litière fraîche comme la lignine (Carrie et al., 2013). Les litières de feuilles du tamarin sont d'ailleurs connues pour avoir une concentration élevée en lignine et polyphénols (Vityakon et al., 2000).

#### 3.3.4.3 Stabilité thermique du COS

La distribution des échantillons sur le diagramme IR est premièrement déterminée par la quantité de la MO et son dynamisme à l'échelle du profil du sol (Sebag et al., 2016). Il a été démontré que les sols appauvris en MO ne montrent pas de relation linéaire entre l'indice I et l'indice R (Sebag et al, 2016). Cette absence de relation linéaire est notée pour quelques échantillons d'A sous savane (Figure 3.24 A). Sous l'iroko, la différence liée à sa présence est difficilement notable. En effet, pour l'horizon O, I moyen et R moyen sont similaires aux sols hors de son influence, mais différent de la forêt. De plus, tous les R moyens des types de sols sont différents dans l'horizon A. Sous les tamarins, I moyen est significativement plus petit et R significativement plus grand par rapport aux sols distants pour l'horizon O, mais cette différence n'est pas observée par rapport aux sols sous forêt (Figure 3.25 8, 11, et 12). Dans les horizons organiques, la décomposition préférentielle des biopolymères immatures va induire à l'augmentation de la MO réfractaire (Schmidt et al., 2011 ; Lehmann and Kleber, 2015). Une production végétale plus abondante accompagnée d'une minéralisation plus rapide, et par conséquent une accumulation de MO résistante, pourrait être à l'origine des valeurs de I et R sous forêts et sous tamarins. Cependant, malgré l'absence d'arbre, la teneur en COT mesurée hors influence du tamarin est plus importante et sa proportion de fraction immature I est également plus grande. Un faible I et un R élevé dans O pourraient être liée à la VOC pour le cas du tamarin. La favorisation du « priming effects » par la production d'acide oxalique par l'arbre oxalogène est avancée. Le « priming effects » est défini comme l'augmentation du taux de décomposition après apport de MO fraîche dans le sol (Kuzyakov et al, 2000). Il dépend principalement de la dynamique des populations actives dans la décomposition de la MOS. Tout accroissement de cette population de décomposeurs dû à la grande disponibilité d'énergie provenant de l'apport de MO dans le sol devrait accélérer la minéralisation de la MOS conduisant au priming affects (Kuzyakov et al, 2000 ; Fontaine et al, 2003). L'activité microbienne est le principal agent de contrôle de la décomposition avec plus de 80% de l'énergie carbonée du sol utilisée par les microorganismes, contre seulement 10 à 15% utilisés



par la faune du sol (Wolters, 2000, Seanger, 2013). Les exsudats racinaires notamment l'acide oxalique engendre une meilleure respiration microbienne, et permet des changements de la communauté microbienne qui passe à des taxons à croissance rapide favorisant la minéralisation rapide du C (Keiluweit et al., 2015). Ceci met en évidence le rôle essentiel de l'acide oxalique en tant que facteur clé influençant positivement la minéralisation microbienne du C (priming effect) par libération des composés organiques des agrégats du sol (Keiluweit et al., 2015 ; Pons et al., 2018). Le tamarin est connu pour produire une quantité importante d'acide oxalique (El-Siddig et al., 2006 ; Syed et al., 2014). L'accès à l'acide oxalique, fourni par le tamarin, par cette communauté microbienne pourrait alors ainsi influencer la vitesse de dégradation de la MO fraîche pouvant expliquer la valeur I faible des horizons O. Quand le substrat est épuisé, ces microorganismes meurent ou sont en état de dormance étant donné qu'ils ne sont plus capables de dégrader la fraction qui reste : la MO récalcitrante (Fontaine et al., 2003), d'où un indice R plus élevé. Le dernier stade du processus de décomposition est marqué par la colonisation des résidus de plantes par des microorganismes particuliers, continuellement actifs et qui dégradent progressivement la MO la plus récalcitrante. Dans les horizons organo-minéraux, les sols sous tamarins présentent un indice I significativement plus petit et un indice R significativement plus grand par rapport aux sols de références et aux sols distants. Ces valeurs pourraient être liées au pH du sol. L'indice I faible pourrait être lié à l'augmentation de pH dans ces sols et ses conséquences favorables à l'activité biologique (Baize et Girard, 2008). Des études ont démontré que généralement, la solubilité de la MO augmente avec le pH dû à l'accroissement de nombre de charges négatives sur la MO et d'autres composants du sol. Si plus de MO soluble résulte d'un accès plus facile aux substrats pour l'activité microbienne, cette activité microbienne devrait aussi augmenter avec le pH (Whittinghill & Hobbie., 2012). Une des variables clés de la VOC est l'augmentation du pH du sol (Braissant et al., 2004 ; Cailleau et al., 2004 ; 2011 ; 2014), une augmentation jusqu'à 2.5 unités de pH ont été d'ailleurs enregistrées pour la présente étude sous les sols influencés par les tamarins comparés aux sols distants (3.2). Keiluweit et al (2015) ont trouvé des pH de 0.7 à 1.5 unités plus élevés dans les sols amendés avec l'acide oxalique proche des racines comparés au sol contrôle. Cette augmentation est attribuée à une ou une combinaison de facteurs, qui tous sont liés à l'augmentation de l'activité microbienne. En outre, un indice R plus élevé des couches plus profondes pourrait indiquer une meilleure stabilité de la MO liée à une meilleure protection minérale de composés organiques. On pourrait avancer que cette protection de la MO récalcitrante est liée à la présence de carbonate ou du calcium dans les sols influencés par l'écosystème oxalogène-oxalotrophe tamarin. L'augmentation de pH des sols accompagnée d'augmentation de  $Ca^{2+}$  pourrait augmenter la stabilisation du C par occlusion. Une meilleure agrégation va mener à la séparation physique du carbone organique du sol ou COS (Rowley et al., 2018) et donc une meilleure protection de la MOS. La stabilisation de la MO par pontage cationique avec les ions calcium réduirait également la disponibilité du substrat pour l'activité

microbienne (Whittinghill & Hobbie., 2012). Il a été également démontré qu'un pH élevé renforce la croissance bactérienne (Rousk et al., 2009). La VOC se caractérise par l'augmentation du pH induite par l'activité oxalotrophique des bactéries. Ces bactéries oxalotrophes pourraient être ainsi favorisées dans le milieu alcalin qu'elles ont créé. Le renforcement de leur activité va par la suite permettre d'atteindre le pH de stabilité de la calcite (environ 8.4) favorisant la précipitation du carbonate de calcium dans le sol. La présence du carbonate secondaire va favoriser l'inclusion de la MO définie comme l'enveloppement du COS avec du minéral la protégeant physiquement (Rowley et al., 2018). Cette protection de la MO par le calcium ou le carbonate induite par la VOC pourrait ainsi générer un artefact en déplaçant la température de craquage de la MO (Sebag et al., 2016).

#### 3.3.4.4 Limites pour l'étude de la COS dans le contexte de la VOC

Il est important de mentionner que contrairement aux effets nettement visibles et significatifs d'un écosystème-oxalogène actif sur les propriétés chimiques du sol (3.2), son influence sur le COS est difficilement mise en évidence. Cette difficulté est principalement liée au dispositif d'observations choisi pour l'étude. En effet, le questionnement sur l'influence de l'arbre ou/et la VOC demeure en suspens compte tenu de l'absence d'arbre pour les contrôles. La dynamique des MOS dépend du climat, du type de sol et de la gestion des terres. Ces facteurs interagissent pour déterminer les contrôles physiques, chimiques et biologiques de la MOS. Ensemble, ils régulent la qualité et la quantité des apports de la MOS, la composition et l'activité des communautés de décomposeurs, et les taux de perte de la MOS par minéralisation, lessivage et érosion (Feller & Beare, 1997). La comparaison effectuée dans cette recherche demeure ainsi approximative compte tenu de la différence de contexte associé aux sols comparés. La comparaison de deux espèces d'un même genre dont l'une n'est pas associée à la VOC contribuerait à apporter des éléments pouvant supporter les hypothèses avancées à travers cette étude comparative. Par ailleurs, la présence d'une MO très ancienne dans ces sols tropicaux pourrait également masquer les effets de la VOC. Le facteur temps pourrait ainsi jouer un rôle pour permettre de voir des effets évidents sur la dynamique de la MO et par conséquent du COS.

#### 3.3.5 Conclusion

Cette étude propose d'évaluer la dynamique du COS dans le contexte particulier de la voie oxalate-carbonate. La caractérisation de la COS à travers les paramètres Rock Eval des sols sous savane, sous forêt, sous et hors influence de deux écosystèmes oxalogène - oxalotrophes actifs (iroko et tamarin) n'a pas permis de montrer l'influence de la VOC sur la teneur du C organique mais suggère la présence de C inorganique provenant du carbonate de calcium précipité sous les arbres. Aucun comportement distinctif a été également observé sur la qualité globale du COS relative à la composition chimique (à travers HI et OI). En se fondant sur la

stabilité thermique de la COS, les sols sous tamarins sembleraient présenter du CO réfractaire plus important par rapport aux sols distants pour l'horizon organique, et aux sols contrôles (savane, forêt et sols distants) pour l'horizon organo-minéral. Dans les horizons organiques, ceci pourrait être attribué au renforcement de la minéralisation microbienne du C (priming effect) par la disponibilité de l'acide oxalique fourni par le tamarin. Dans les horizons organo-minéraux, l'augmentation du pH induite par la VOC pourrait en être l'origine. Un pH élevé va d'une part favoriser l'activité microbienne mais d'autre part va permettre la constitution d'un réservoir de calcium et la précipitation de carbonate secondaire. Le calcium et le carbonate de calcium qui est d'ailleurs connu pour favoriser la protection de la COS.

Dans le futur, l'étude la dynamique du COS dans le contexte de la VOC nécessite de considérer un système intégrant un arbre ne présentant pas d'oxalotrophie, et se développant dans les mêmes conditions, afin de bien statuer le rôle de la VOC dans cette dynamique et exclure les effets de la présence de l'arbre.

Finalement, en milieu tropical, le maintien de la COS est un défi majeur. L'amélioration des conditions chimiques du sol (pH, cations échangeables, CEC) et la possibilité de l'amélioration de la stabilisation de la COS induits par un écosystème-oxalotrophe offre de nouvelles perspectives pour ses sols extrêmement altérés et pauvres en nutriments. De plus, sachant que le temps de résidence du C minéral sous forme de carbonate dans le sol est presque irréversible comparé à celui du C organique (Aragno et al., 2012), la VOC pourrait avoir une contribution non négligeable dans la lutte contre le changement climatique.

### 3.4 Écosystème oxalogène - oxalotrophe dans le contexte agroforestier : un écosystème fournisseur de services

#### 3.4.1 Contexte et objectifs

Les sols sont essentiels pour l'espèce humaine, lui permettant, parmi tant d'autres services écosystémiques, de produire sa nourriture. De nos jours, le sol fait face à de graves problèmes dus à la pression anthropique et à une surutilisation incompatible avec sa capacité de résilience (Desavathu et al., 2018). La production agricole pour la nourriture et les fibres est en effet l'un des principaux contributeurs de la dégradation des écosystèmes naturels et de la perte subséquente des biens et services qu'ils fournissent (Tilman et al., 2011). Les principales causes de la baisse de la fertilité des sols comprennent la perte de nutriments à travers les récoltes, l'érosion non contrôlée, la faible teneur en matière organique, la fertilité intrinsèque du sol, une application inadéquate de certains types de fertilisants, et des pratiques inappropriées de gestion de terres (Agegnehu et al., 2017). Par conséquent, il est important de garder un sol sain et productif pour que le sol continue de fonctionner de manière optimale afin d'augmenter la production agricole grâce à des méthodes appropriées d'amendement des sols et de gestion des cultures (MacCarthy et al., 2013).

Par ailleurs, plusieurs régions du monde connaissent des tendances au réchauffement et à la sécheresse, ce qui augmente la possibilité de déficiences en eau, de catastrophes naturelles, et de désertification en exerçant une pression considérable sur la durabilité des services écosystémiques (Schröter et al., 2005, Fu et al., 2017). De plus, les processus pédologiques sont influencés par des changements imposés de la température du sol, de la solution du sol et de la concurrence entre nutriments (Mosier, 1998). En outre, les systèmes agricoles des pays en développement sont affectés par les pressions foncières et financières ainsi que le changement climatique, qui menacent tous la production alimentaire (Mbow et al., 2014). Dans ce contexte de changements globaux, les sols des régions tropicales deviennent ainsi vulnérables tant du point de vue de la pression anthropique que naturelle.

Une volonté de préserver les sols s'est alors tournée vers une certaine approche des écosystèmes et des pratiques agricoles alliant un souci de durabilité et de rendement, tout en préservant une certaine diversité. Suite à l'échec de la transposition des modèles de productions de l'hémisphère Nord aux milieux tropicaux durant les périodes coloniales et post coloniales, une prise en compte de pratiques ancestrales a vu le jour. Ces pratiques se fondent sur des productions multistrates, des strates arborées à celles des herbacées, visant à la gestion durable de l'environnement. Ces pratiques agroforestières souvent anciennes sont désormais revisitées afin d'optimiser leur efficacité dans un contexte de pression humaine croissante. Les deux attributs fondamentaux pour tous les systèmes agroforestiers (SAF) sont la production et la durabilité (Nair, 1985). De plus en plus, les chercheurs et les décideurs ont reconnu la

pertinence de l'agroforesterie dans l'agriculture multifonctionnelle (Carsan et al.,2013). La plante devient alors l'intrant principal et l'arbre fait son retour pour une agriculture qui conserve et construit la fertilité des sols, produit de la biodiversité, fournit de l'eau propre, stocke du C (Canet & Schreiber, 2015), et diversifie les revenus des ménages et des communautés (Bishaw et al.,2013). L'un des avantages les plus reconnus de l'agroforesterie est son potentiel de conservation du sol, le maintien de sa fertilité, et de sa productivité (Nair ,1993).

Du fait de son influence extrêmement importante sur la chimie des sols, la VOC semble alors pouvoir s'intégrer tout particulièrement dans ces SAF visant, entre autres, à lutter contre l'acidification excessive des sols ou encore le manque de nutriments de ces sols singulièrement pauvres. Cette partie propose donc une perspective d'application de la VOC et ambitionne à l'optimisation des pratiques agroforestières en favorisant l'intégration des écosystèmes oxalogène-oxalotrophes dans ces systèmes. Les avantages potentiels liés à cette intégration du point de vue agronomique, socio-économique et environnemental seront avancés dans le contexte particulier de Madagascar.

### 3.4.2 Le système agroforestier et le tamarin

#### 3.4.2.1 Modèle du système agroforestier

L'agroforesterie est un système d'utilisation des terres combinant une végétation pérenne tels que les arbres et arbustes et des cultures annuelles et/ou pâturages sur la même unité de terrain et dans une forme donnée d'arrangement spatial ou de séquence temporelle (Nair, 1993 ; Lim et al, 2018). Le concept de plante pérenne (arbre ou arbuste qui reste en vie pendant la saison défavorable) est central dans cette définition (Torquebiau, 2002). Le système agroforestier proposé correspondrait alors à des cultures sous couverts arborés (Figure 3.26). C'est la combinaison d'arbres et de cultures dans lesquelles la composante ligneuse crée un étage supérieur couvrant partiellement les cultures (Torquebiau, 2000). Les arbres seront ainsi dispersés dans la parcelle agricole et ils pourront avoir une fonction de production complémentaire au sein d'une parcelle (Torquebiau, 2002). C'est une approche largement utilisée dans l'utilisation des terres visant à obtenir une diversification de la production d'aliments et de produits forestiers et bénéficiant également d'interactions écologiques et économiques entre les composantes arborescentes et non arborescentes du système (Molua, 2005). Toutefois, quand les arbres et les cultures sont combinées, exploitation conjointe des ressources du sol et transferts de nutriments ne peuvent être réalisés que par un chevauchement des zones de cultures annuelles et pérennes (Lehmann et al., 1998). En supposant que les effets de la VOC restent optimaux sous la canopée par l'apport d'oxalate de calcium dans la litière, l'arbre du système oxalogène-oxalotrophe, en couvrant partiellement les cultures, influencera les conditions du milieu sur lesquelles ces cultures vont se développer. Le choix de ce type de ce système est donc fondé sur le rôle central que va jouer le tamarin au

sein du SAF, en tant qu'élément majeur de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe. Le tamarin est en effet déjà utilisé dans les SAF de nombreuses régions tropicales en raison de ses multiples usages. Du point de vue de la diversité floristique, certains parcs arborés de l'Afrique de l'Ouest ont une espèce dominante *T. indica*. (Bayala et al., 2003). L'augmentation de l'intégration du tamarin avec d'autres arbres et cultures sur les terres agricoles offre déjà une stratégie pour minimiser le risque de mauvaises récoltes (Williams et al., 2006). La potentialité déjà reconnue du tamarin dans un SAF devrait être ainsi renforcée par sa capacité à induire la VOC. La modification des propriétés chimiques est sans aucun doute liée au pH souvent de 8 trouvé sous les tamarins (3.2). La plante choisie pour être combinée avec le tamarin devrait toutefois être adaptée à cette condition d'alcalinité.

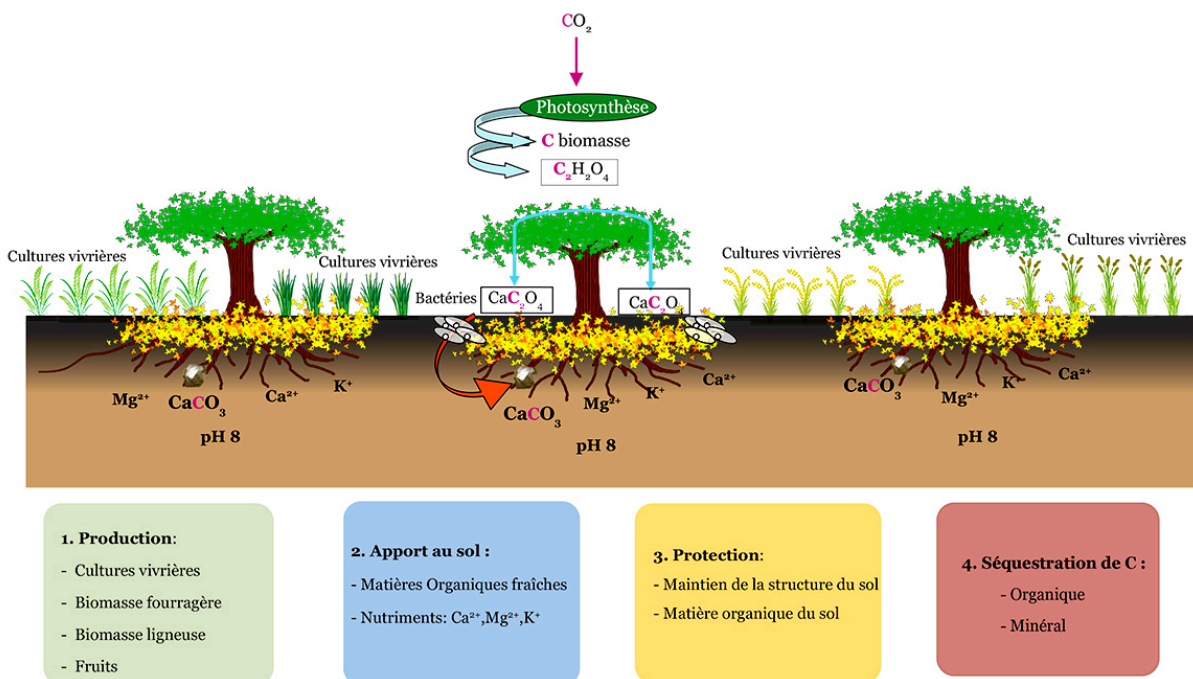


Figure 3.26: Modèle simplifié d'un système agroforestier, correspondant aux cultures sous couverture arborée, associant le tamarin et des cultures vivrières.

(Image source voie oxalate-carbonate : De los Rios, 2012).

La voie oxalate-carbonate va être induite par le tamarin et va modifier favorablement les conditions du milieu pour favoriser la croissance des cultures vivrières. La formation de carbonate de calcium permettra un piégeage de C sous forme minérale. Des cultures vivrières adaptées à un pH d'environ 8 pourraient être associées aux tamarins. L'apport continu de MO fraîche et le maintien d'une MO à un niveau de maturité avancé pourrait garantir le maintien d'une bonne structure du sol. La fonction de production (biomasse ligneuse, biomasse agricole, biomasse fourragère) sera soutenue par cette amélioration de la fertilité des sols. La restitution des résidus de récolte à la surface du sol est préconisée.

### 3.4.2.2 Impacts agronomiques

En agriculture, l'un des principaux défis consiste à maximiser la production par unité de surface, tout en garantissant la soutenabilité des pratiques (Canet & Schreiber, 2015). L'agroforesterie a le potentiel d'améliorer la fertilité du sol. Cette constatation se fonde principalement sur l'augmentation de la matière organique du sol et la fixation biologique de l'azote par les légumineuses (Mbow et al., 2013). Sur les sols moins fertiles (par exemple les sols à acidité récurrente) ou dans les zones semi-arides, les arbres donnent généralement de piètres résultats, ce qui rend ces milieux peu propices à l'agroforesterie (Matthews et al., 1992 ; Akyeampong, 1999). Par conséquent, si la production de biomasse n'atteint pas un certain seuil, les changements positifs sur les propriétés du sol resteront peu susceptibles de se produire dans les SAF (Lipper et al., 2010, Feliciano et al., 2018).

Du point de vue agronomique, la VOC pourrait être considérée comme un amendement naturel en calcaire destiné à corriger l'acidité des sols, restaurer ou instaurer une certaine fertilité et compenser partiellement les exportations de certains éléments (calcium, potassium, etc. ; Pons et al., 2018). Il a été déjà confirmé que le chaulage, avec du carbonate de calcium, contribue à réduire l'acidité du sol et améliore la fertilité chimique du sol à moyen et long terme (Court et al., 2018). La première recherche menée sur la VOC dans le contexte agroforestier a démontré que l'écosystème oxalogène-oxalotrophe de type Iroko (*Milicia excelsa*) contrôle la distribution des nutriments dans le sol notamment le calcium et le magnésium à travers l'augmentation du pH du sol (Pons et al., 2018). Les résultats, acquis dans la présente étude sur le tamarin, rejoignent également ces conclusions. En effet, la présence du tamarin a induit une augmentation de la CEC, qui est un bon indicateur de la fertilité minérale (Gobat et al., 2010), ainsi que celle des cations basiques échangeables ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{K}^+$ ), conséquence de l'augmentation du pH. L'alcalinisation et la diminution concomitante de  $\text{H}^+$  dans le sol/solution du sol vont en effet permettre à une plus grande quantité d'ions  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  d'être lié au complexe argilo-humique au lieu de  $\text{Al}^{3+}$  et  $\text{Fe}^{2+}$  (Reich et al., 2005 ; Pons et al., 2018).

Le calcium (Ca) et le magnésium (Mg) sont des éléments métalliques abondants dans la croûte terrestre et les formes ioniques ( $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$ ) dans le sol servent de nutriments essentiels aux plantes. Les plantes utilisent le  $\text{Ca}^{2+}$  pour renforcer les parois cellulaires, neutraliser les anions vacuolaires et fournir une protection contre le stress (Tang & Luan, 2017). De plus, le calcium est un macronutriment végétal et il est évident qu'il a également un effet positif sur la productivité primaire nette (PPN) et les apports de la MOS à travers la biomasse aérienne et souterraine (Rowley et al., 2018). Les feuilles du tamarinier sont déjà des sources de calcium significatives (El-Siddig et al., 2006). Outre cela, le calcium intégré par le tamarin est impliqué dans la formation d'oxalate de calcium, favorable à la VOC chez cette espèce. Enfin, le magnésium agit principalement comme cofacteur d'une série d'enzymes impliquées dans la fixation et le métabolisme du C photosynthétique des plantes avec environ 75% de Mg des

feuilles impliquées dans la synthèse protéique et 15-20% du Mg total associé aux pigments chlorophylliens (Guo et al., 2016).

Par ailleurs, les systèmes AF sont connus pour améliorer la qualité du sol grâce à des apports organiques provenant des résidus de récolte et des litières d'arbres, entraînant le maintien ou l'augmentation de MOS (Young, 1997). La production de litière, la décomposition et la dynamique de la matière organique du sol sont des processus clés affectant la fertilité des sols et la durabilité des SAF fondées sur la non-utilisation ou des apports limités d'intrants chimiques (Szott et al., 1991). Des niveaux plus élevés de MOS améliorent en effet le rendement des cultures et stabilisent également le sol (Oelbermann et al., 2004). L'étude de la dynamique de la MOS sous les tamarins a démontré son maintien à un niveau de maturité plus élevée (cf 4.3), conservation supposée liée à une protection physique de la MOS par le calcaire ou le  $\text{Ca}^{2+}$  impliqués ou induits par la VOC (Rowley et al., 2018). Étant donné le défi majeur du maintien de la MOS en milieu tropical, la présence d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe pourrait assurer cette fonction avec un certain succès.

### 3.4.2.3 Impacts sociaux et économiques

#### a. Aspects sociaux

Le tamarin est un arbre à multi-usages. En termes simples, le terme "multi-usage" appliqué aux arbres pour l'agroforesterie, fait référence à leur utilisation pour plus d'une fonction ou une fonction de production dans un système (Wood & Burley, 1991). Le tamarin fournit une gamme large de services écologiques et économiques et peut jouer un rôle important dans les moyens de subsistance des communautés rurales en agissant comme source de nourriture pendant les périodes de soudure ou comme une source alternative de revenu (Ranaivoson et al., 2015). C'est une espèce à fort potentiel économique mais sous-utilisée (Fandohan et al., 2013). L'arbre lui-même assure une fonction de production importante puisque chaque partie de l'arbre peut générer une valeur ajoutée (Bourou, 2012). D'après Moller (1998), le bois est utilisé comme source d'énergie (bois de chauffe, charbon de bois de très bonne qualité), comme bois de services (perches, poteaux, ustensiles, manches pour outils, pâte à papier, bois de construction) et même dans la construction de navires. Les graines, feuilles, gousses vertes, fleurs et la pulpe trouvent de multiples utilisations dans l'alimentation mais aussi en tant que fourrage de bonne qualité. Les utilisations médicinales, aussi bien dans la médecine humaine que la médecine vétérinaire, de diverses parties de cet arbre sont également nombreuses. Dans la région sud-ouest de Madagascar, les tamariniers sont souvent sacrés et protégés par des tabous locaux en raison de leur valeur culturelle et nutritionnelle (Bayala et al., 2003). Le nombre élevé d'utilisations et de méthodes différentes de préparation de la nourriture des parties de plants de tamarin qui sont appliquées aujourd'hui, indique l'appréciation continue de cette plante alimentaire traditionnelle (Van der Stege et al., 2011). A Madagascar, Ranaivoson et al. (2015) recommande la mise en place de plantations de tamarin dans les



villages ainsi que la valorisation générale des tamarins en renforçant leur contribution à l'alimentation des populations, et à travers la promotion d'une transformation et d'une commercialisation plus élaborées des produits locaux. Outre cela, l'auto-consommation des produits agricoles récoltés pour la satisfaction des besoins prioritaires demeure le principal objectif de production de ce système.

#### b. Aspects économiques

Les conditions édaphiques supposées favorables au développement de l'arbre et des cultures associées devraient améliorer également le rendement des biomasses ligneuse, fourragère et des cultures. Des productions multiples sur le long terme, et la possibilité de son accroissement, offrent des opportunités de commercialisation des produits, génératrices de revenus pour la population locale. L'allègement des charges relatives aux achats de fertilisants, grâce aux propriétés fertilisantes de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe, pourrait être non-négligeable en ce qui concerne les coûts d'investissement de la mise en place du système. La séquestration du C représente également une opportunité économique pour les agriculteurs de subsistance dans les pays en développement si les circonstances propices à la vente du C séquestré par des activités agroforestières aux pays industrialisés deviennent plus courantes (Nair et al., 2009). En effet, les services de régulation du climat fournis par les SAF comprennent la séquestration du C (capture et stockage) qui est rémunérée par paiement de services écosystémiques (PSE) (Benjamin et al., 2018). Actuellement, les paiements pour la séquestration du C sont limités aux marchés volontaires du C, mais on s'attend à ce que la législation nationale émergente dans plusieurs pays développés puisse bientôt augmenter la demande de réduction des émissions provenant des activités de gestion des terres (Lipper et al., 2010, Feliciano et al., 2018). Ceci est particulièrement pertinent pour le Mécanisme de Développement Propre (MDP) de la CCNUCC<sup>3</sup>, qui permet aux pays industrialisés s'engageant à des réductions de GES à investir dans des projets d'atténuation dans les pays en développement comme alternative à ce qui pourrait généralement s'avérer plus coûteux dans leurs propres pays. Dans ce cadre, le reboisement des arbres à fort potentiel de séquestration de C, comme les arbres associés à la VOC pourrait être largement préconisé. Il est vrai que

---

<sup>3</sup> L'objectif de la Convention-Cadre des Nations Unies sur les Changements Climatiques (CCNUCC) (Article 2) est de « stabiliser [...] les concentrations de gaz à effet de serre dans l'atmosphère à un niveau qui empêche toute perturbation anthropique dangereuse du système climatique ». La CCNUCC, ratifiée en 1994, définit le cadre global des efforts internationaux visant à répondre aux défis des changements climatiques. En complément de cette Convention, le Protocole de Kyoto, entré en vigueur en 2005, établit des objectifs juridiquement contraignants de réduction des émissions de gaz à effet de serre (GES) pour 37 nations développées et la Communauté Européenne. La principale différence entre la Convention et le Protocole est que la Convention encourage les pays développés à stabiliser leurs émissions de GES, tandis que le Protocole oblige ces pays à prendre des engagements à cet effet (Murphy, 2009).

depuis quelques années, le rôle de l'agroforesterie en tant que stratégie de séquestration du C suscite beaucoup d'attentes et d'espoir (Nair et al, 2009).

#### 3.4.2.4 Impacts environnementaux

L'agroforesterie a par ailleurs des implications environnementales multiples grâce, notamment, aux différents rôles que jouent les arbres dans de nombreux équilibres écologiques (Torquebiau, 2002). Jose (2009) avance quatre principaux services écosystémiques et avantages environnementaux de l'agroforesterie : (i) la séquestration du C, (ii) la conservation de la biodiversité, (iii) l'enrichissement du sol et (iv) la préservation de la qualité de l'air et de l'eau. Dans le contexte de la VOC, la séquestration du C est particulièrement soulignée par sa spécificité et sa capacité à produire du C minéral à temps de résidence long. En effet, face aux changements climatiques récents qui comptent parmi les principaux défis auxquels le monde est confronté, on parle beaucoup des puits de C. Il y a des avantages en termes de séquestration de C résultant de la mise en œuvre de SAF, particulièrement dans les climats tropicaux (Feliciano et al., 2018) et le type d'espèce d'arbre figure parmi les facteurs influençant ce stockage dans les SAF (Albrecht & Kadji, 2003 ; Nair et al., 2009). Bien que les SAF aient un potentiel de séquestration de C atmosphérique (C) grâce à la biomasse des arbres et à la matière organique du sol (Oelbermann et al., 2004), la séquestration de cette dernière (sous forme de COS) exige que le C persiste pendant de très longues périodes dans le sol via des processus de stabilisation complexes qui peuvent réduire sa probabilité de capture, et par conséquent, augmenter sa vitesse de décomposition (Schmidt et al., 2011 ; Lorenz & Lal, 2015). La présence d'un système oxalogène-oxalotrophe devient par conséquent très intéressant compte tenu du temps de résidence du C minéral sous forme calcaire dans le sol, puisqu'il peut atteindre entre de  $10^2$  à  $10^6$  années, et dans les conditions optimales, s'avère presque irréversible comparé à celui du C organique (Retallack, 1990 ; Aragno et al., 2012). La transformation du CO<sub>2</sub> atmosphérique en carbonate "géologique" en domaine continental vadose a, et a eu, certainement un impact non négligeable sur la concentration de CO<sub>2</sub> dans les atmosphères présentes et passées (Cailleau et al, 2004). Le potentiel de séquestration du C des SAF a été estimé entre 12 and 228 Mg. ha<sup>-1</sup> avec une valeur médiane de 95 Mg.ha<sup>-1</sup> (Albrecht & Kadji, 2003). Cailleau et al. (2004) ont trouvé environ une tonne de C minéral dans et autour d'une souche d'iroko âgée de 80 ans, prouvant l'existence d'un puits de C minéral lié à l'écosystème oxalogène-oxalotrophe iroko. Du carbonate de calcium a été également détecté dans les écorces et sur les premiers 15 cm de sols influencés par le tamarin (jusqu'à 10% de la totalité des minéraux détectés dans le sol). Les estimations du C séquestré par les SAF ne tiennent en général pas compte des arbres produisant ce type de C minéral. Le choix d'une espèce associée à la VOC dans un SAF influencerait ainsi de façon considérable non seulement la quantité de C séquestrée, via un stockage de C à la fois organique et minéral, mais également le temps de résidence de cette séquestration.

### 3.4.3 Conclusion

L'agroforesterie, en tant que système d'utilisation des terres, bénéficie d'une large reconnaissance non seulement en termes de durabilité agricole, mais aussi en ce qui concerne les questions liées au changement climatique (Albrecht & Kadji, 2003).

En effet, l'idée de promouvoir des systèmes de production agricoles très performants, qui ne portent pas atteinte à l'environnement, amène à s'intéresser au rôle joué par l'agroforesterie et, d'une manière plus générale, par les arbres dans la viabilité écologique et économique des écosystèmes cultivés (Griffon & Mallet, 1999). Le potentiel d'amélioration des sols par les arbres est l'un des principes centraux de l'agroforesterie (Rhoades, 1997). Les effets du tamarin sur son environnement, mis en évidence dans cette étude, mais également les écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes identifiés à travers le monde, justifient leur intégration dans les pratiques agroforestières. De plus, les espèces associées à la VOC sont généralement des espèces à multiples usages et forment donc un choix judicieux en agroforesterie. A cet effet, les pratiques agroforestières pourraient être optimisées. Un aperçu général des potentialités et opportunités offertes par la valorisation de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe dans un système AF a donc été avancé dans ce travail. Pour cela, le rôle central joué par l'arbre a été mise en exergue, avec des effets supposés renforcer les impacts positifs déjà reconnus de l'AF. La VOC améliore de façon évidente les propriétés chimiques du sol et favorise le maintien de la MOS. Ces changements bénéfiques en termes de fertilité des sols devraient améliorer la productivité agricole et ligneuse. Outre la consommation humaine et animale, l'accroissement du rendement serait également source de revenus pour les agriculteurs. Finalement, face au défi mondial de gestion du CO<sub>2</sub> atmosphérique, la potentialité de séquestration de C minéral par l'écosystème oxalogène-oxalotrophe dans le sol offre une contribution à long terme pour l'atténuation du changement climatique vis des émissions négatives de gaz carbonique. Enfin, les pays tropicaux pourraient économiquement tirer avantages du C séquestré à long terme grâce aux programmes de vente de C aux pays tempérés. Néanmoins, tous ces avantages restent, pour le moment, théoriques. L'évaluation et la quantification des implications réelles de la VOC suivant l'ensemble des processus de mise en œuvre en agroforesterie restent nécessaires à circonscrire dans le détail sur le terrain (via des programmes pilotes sur le long terme) pour permettre une véritable valorisation à l'échelle locale, régionale, et finalement plus globale.

## 4. Discussion générale

## 4. Discussion générale

### 4.1 Synthèse

L'objectif global de cette thèse était d'améliorer nos connaissances concernant la Voie Oxalate-Carbonate (VOC) en évaluant ses impacts sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux. Conduite à Madagascar, cette recherche a été développée à travers trois questions spécifiques : (1) quel écosystème oxalogène-oxalotrophe pourrait constituer un modèle d'étude de la VOC à Madagascar ? (2) L'efficacité de la VOC dans un contexte donné serait-elle dépendante des propriétés édaphiques inhérentes au site avant la présence de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe ? (3) Les changements majeurs des conditions géochimiques du sol sous l'influence de la VOC auraient-ils un impact sur le carbone organique du sol (COS) ?

Le schéma récapitulatif des questions et des méthodes adoptées ainsi que des principaux résultats de cette thèse est présenté en Figure 4.1.

En suivant les grandes lignes de la thèse, la première partie (3.1) souligne que la VOC est un processus commun chez les plantes. En effet, 27 espèces forestières (Tableau 3.3) abritant la VOC ont été identifiées dans des forêts denses sèches de Madagascar, complétant les espèces déjà identifiées dans le monde (Tableau 1.1). Le réservoir d'oxalate est la condition première pour que l'accumulation de carbonate ait lieu (Cailleau, 2005). Etant donné que l'oxalogenèse est un processus répandu dans le règne végétal, il n'est pas si surprenant de trouver la VOC dans les milieux naturels où l'oxalate est produit (Cailleau et al., 2014). De plus, les bactéries oxalotrophes sont ubiquistes, tout comme l'oxalate. Jusqu'à présent, toutes les bactéries oxalotrophes connues, sauf une, sont des oxalotrophes facultatives (Sahin, 2003), ce qui signifie que leur présence ne dépend pas de l'apparition d'oxalate dans l'espace et le temps à un endroit donné (Cailleau et al., 2014). Parmi les espèces d'arbres identifiées, 7 espèces d'arbres (Tableau 1.1) se démarquent par la présence de carbonate de calcium dans les sols adjacents. Bien que l'oxalate soit le moteur de la VOC, sa production en grande quantité disponible pour la guildes de bactéries oxalotrophes reste fondamentale pour permettre sa détection dans le sol. En effet, l'inventaire des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes dans le monde a montré la dominance d'espèces appartenant à des familles connues pour produire de grande quantité d'acide oxalique ou d'oxalate de calcium. Tel est le cas des Moraceae (Sharawy, 2004), qui figurent avec les Urticaceae et les Acanthaceae, parmi les seules familles ayant des cristaux de carbonate de calcium dans les tissus végétaux (Wu et al., 1996). Il existe aussi la famille des Fabaceae qui sont des légumineuses.

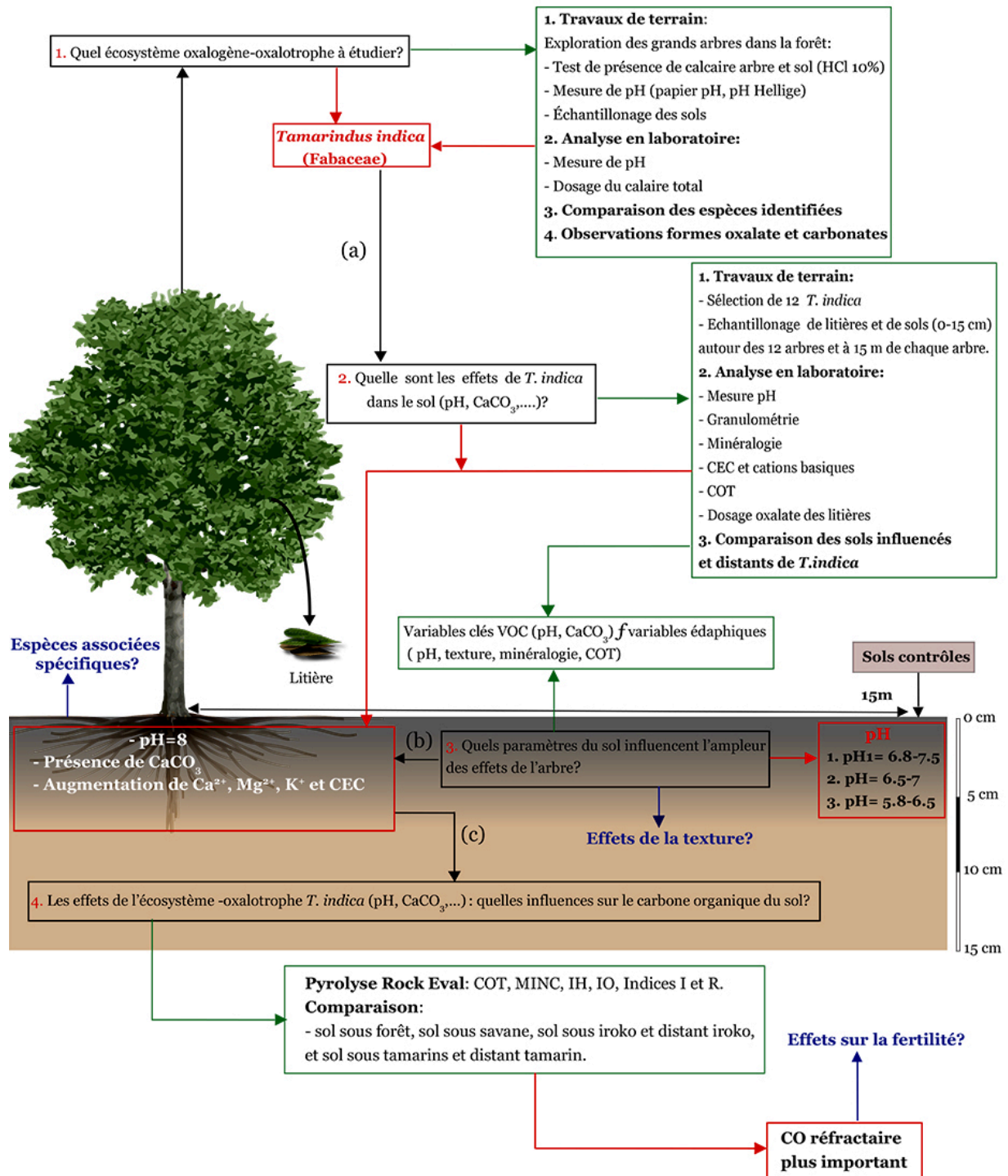


Figure 4.1: Schéma synthétique des questions abordées, des méthodes adoptées et des principaux résultats de la thèse.

Case noire : questions posées ; case verte : méthode utilisée ; case rouge : résultat obtenu. Flèche noire : relations entre les questions ; flèche verte : relation entre question et méthode, flèche rouge : relation entre méthodes et les résultats ; flèche bleue : les questions non résolues.

L'espèce *Tamarindus indica*, ou tamarin, dans la forêt dense sèche de Kirindy, sélectionnée comme « arbre-modèle » d'étude dans cette recherche, appartient d'ailleurs à la famille des Fabaceae. *Tamarindus indica* est très riche en acide oxalique (Syed et al., 2014) et en calcium

(El-Siddig et al., 2006). La grande quantité de cristaux de whewellite observés dans les écorces témoigne de l'importance du réservoir d'oxalate pour cette espèce.

En se focalisant spécifiquement sur les effets du *Tamarindus indica* sur son environnement (3.2), l'étude de 12 pieds d'arbres a démontré que la VOC modifie drastiquement le pH du sol jusqu'à une augmentation de 2.5 unités par rapport à des sols distants. En effet, les sols influencés par le tamarin sont basiques comparés aux sols distants ayant des gradients de pH acides (5.8-6.5), ou autour de la neutralité (6.5-7.5). Cette augmentation de pH a engendré une augmentation de cations basiques échangeables ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ , et  $\text{K}^{+}$ ) et de la CEC. Malgré une faible quantité de carbonate détectée, du carbonate secondaire est visible dans le sol présentant un pH à l'origine faiblement alcalin. Les mesures effectuées montrent cependant une grande variabilité, variation liée aux caractéristiques du site sur lequel l'écosystème oxalogène-oxalotrophe s'est établi. Le pH du sol a été confirmé comme étant le principal facteur limitant l'ampleur de la variation du pH du sol et de la quantité de carbonate de calcium accumulé sur le site étudié. Malgré l'augmentation du pH lié à la VOC, le pH ne pouvait pas dépasser le seuil de 8. La minéralogie des argiles, à dominance de kaolinite retrouvée dans le site d'étude, et qui influence la CEC du sol, est supposée être à l'origine de cette limite de pH sur le site d'étude. Une autre hypothèse est la limite de l'arbre en termes de production d'oxalate, ceci étant à mettre en relation avec l'âge des arbres. La détermination de ces facteurs de variation des effets de la VOC s'ajoute aux paramètres déjà identifiés par Cailleau (2005). Néanmoins, la capacité du tamarin à modifier le pH du sol, lui confère également le statut d'écosystème oxalogène-oxalotrophe actif et efficace. Il est également intéressant de mentionner que cette efficacité du tamarin est supposée être capable de bouleverser les effets allélopathiques, stipulant l'inhibition de la croissance des plantes qui l'entourent, par sa production en grande quantité d'acide oxalique.

Les effets de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe du tamarin sur les propriétés chimiques du sol (pH, carbonate, CEC,  $\text{Ca}^{2+}$ ) ont été mis en évidence dans la partie 3.2. L'impact de ces changements sur le COS a été évalué dans la partie 3.3. L'hypothèse émise propose que la VOC affecte la quantité, la qualité, et la stabilité thermique du COS. Il apparaît particulièrement difficile de différencier l'influence de la VOC de celle de la production végétale de l'arbre lui-même sur la dynamique de la MOS ; ceci d'autant plus que cette production végétale pourrait elle-même être influencée par la VOC. Des sols issus de savane, de forêt, hors et sous l'influence d'arbres oxalogènes (iroko et tamarin) ont alors été comparés. Particulièrement pour le tamarin, du carbone inorganique a été détecté dans le sol et le CO semblerait alors être plus réfractaire sous son influence. Une amélioration de la production végétale, pourrait être liée à une amélioration de la minéralisation permettant d'accumuler plus de MO résistante. Cependant, la quantité de carbone organique total n'a pas montré d'augmentation significative comparée aux sols contrôles (savane, forêt, et sols distants). L'influence de la VOC a donc été

avancée. Dans les horizons organiques, ceci pourrait être attribué au renforcement de la minéralisation microbienne du C (priming effect) par la disponibilité de l'oxalate (Keiluweit et al., 2015 ; Pons et al., 2018) fourni par le tamarin qui en produit de grandes quantités. Dans les horizons organo-minéraux, l'augmentation du pH induite par la VOC pourrait favoriser d'une part l'activité microbienne et d'autre part permettre de protéger le CO par la présence de calcium et/ou de carbonate de calcium secondaire.

Les impacts de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe du tamarin sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols mis en évidence dans cette étude, mais également des écosystèmes oxalogène-oxalotrophes identifiés à travers le monde, offrent de nouvelles perspectives d'applications dans les pratiques agroforestières. Les effets bénéfiques connus du système agroforestier pourraient être alors optimisés par l'intégration de ces espèces. Les avantages liés à cette intégration sont développés dans la partie 3.4. Il est alors supposé que l'amélioration des conditions chimiques du sol et le maintien du COS serait accompagnée d'une meilleure fertilité, source d'une meilleure productivité. Les impacts socio-économiques se traduiraient par la diversification de la production (vivrière, ligneuse, fourrageuse, fruits, fibres) source de revenus, ainsi que les multiples utilisations associées à l'arbre. Enfin, l'écosystème oxalogène-oxalotrophe peut agir comme un puits de carbone à long terme, par la transformation du C organique en C inorganique dans le sol dont le temps de résidence est très long (deux à quatre ordres de grandeur ; Aragno et al., 2012) comparativement à celui du C organique. Dans la perspective de changement climatique global, optimiser ce puits de carbone constitue une stratégie prometteuse pour contribuer à réguler le taux de CO<sub>2</sub> dans l'atmosphère.

#### 4.2 Atouts, limites et perspectives de recherches

La méthodologie de détection de la VOC sur terrain proposée par Cailleau et al. (2014) a été adoptée pour la recherche d'écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes à Madagascar. La mesure du pH du sol, ou un test de présence de carbonate sur le terrain, reste facile à mettre en œuvre pour réaliser la détermination. Cette recherche a ainsi permis de renforcer les bases de données des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes identifiés et étudiés dans le monde.

Cette recherche, faisant suite à l'étude faite par Cailleau (2005) sur la détermination des facteurs de variation d'accumulation de carbonate dans le sol autour de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe renforce également les paramètres déjà identifiés (Figure 3.7), et apporte de nouveaux éléments à prendre en considération. Les impacts de la VOC sur les caractéristiques édaphiques et organiques du sol mis en exergue dans cette étude, rejoignent les observations réalisées autour des écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes identifiés dans le monde (Cailleau et al., 2004 ; 2011 ; 2014 ; Rowley et al., 2016 ; Hervé et al., 2017 ; Pons et al., 2018), et justifie leur intégration dans l'agroforesterie.



Au regard de ce qui a été fait au cours de cette recherche, de nombreux aspects de la VOC restent à explorer. Certains points n'ont pas pu être abordés compte tenu des conditions du site d'étude ou de la méthodologie adoptée.

Premièrement, les effets de la texture du sol, un des paramètres essentiellement ciblés du fait de sa forte influence sur la rétention et la disponibilité des nutriments (Hamarashid et al., 2010), reste encore à approfondir. En effet, la texture trop homogène (Figure 3.13) du site d'étude n'a pas permis d'étudier ce paramètre avec suffisamment de variabilité. Cette variable demeure toutefois importante dans le contexte de la VOC (Cailleau, 2005).

Ensuite, l'étude de l'impact de la VOC sur les caractéristiques organiques avait pour finalité d'apporter des éléments de réponses sur les effets de la VOC sur la fertilité des sols. Les bouleversements apportés par la VOC sont supposés modifier la dynamique de la MOS, et par conséquent la fertilité des sols. Le dispositif d'observations consistant à comparer des sols influencés par l'écosystème oxalogène-oxalotrophe et des sols distants de ce dernier est adapté au cadre de l'évaluation des impacts de la VOC sur son milieu. Ce dispositif apporte cependant beaucoup de confusion pour l'étude de la MOS. Une étude comparative a dû être effectuée. L'étude comparative réalisée dans cette recherche reste toutefois approximative, étant donné la différence de conditions dans lesquelles les sols objets de comparaison se sont développés. Plusieurs paramètres (climat, type de sol, végétation) non évoqués dans cette thèse, pourraient ainsi expliquer les différences observées. Des hypothèses ont été avancées pour expliquer les potentiels processus déclenchés par les modifications des propriétés chimiques du sol sous VOC sur la dynamique du COS (3.3.4.3). La vérification de ces hypothèses nécessiterait un dispositif d'observation permettant la comparaison de deux espèces de même genre, dont l'une n'est pas associée à la VOC, et se développant dans les mêmes conditions. Ces conditions sont pourtant nécessaires pour pouvoir exclure les effets de l'arbre et se focaliser sur les impacts de la VOC. Pour cette finalité, un transect entre les deux arbres (oxalogène-oxalotrophe et non-oxalogène-oxalotrophe) est recommandé. Des profils de sols devraient être réalisés : sous les arbres (si possible), à côté puis à 4 m, profils qui seront symétriques pour les deux arbres (même positionnement) pour permettre des comparaisons. Cette perspective demeure malgré tout très difficile. Elle ne pourrait pas par exemple être réalisable pour l'espèce *Tamarindus indica* qui est la seule espèce du genre *Tamarindus*.

En outre, dans le contexte particulier du tamarin, il a été supposé que l'âge de l'arbre contribuerait à l'apparition de la VOC. L'optimisation des effets de la VOC pour cette espèce nécessiterait de déterminer à quel moment de son cycle de vie la VOC est activée. L'étude de plusieurs pieds de tamarins à différents stades de croissance se référant à différent diamètre serait une perspective intéressante. Cette approche fournira des indicateurs qui seront utiles pour sa valorisation en agroforesterie, la restauration des sols dégradés, ou en termes de séquestration de carbone.

Par ailleurs l'agroforesterie a été préconisée comme perspective d'application de la VOC. L'évaluation et la quantification des implications réelles de la VOC sur la fertilité des sols, à travers des programmes pilotes, restent indispensables pour permettre une intégration des écosystèmes oxalogène-oxalotrophe à une échelle globale. De plus, l'évaluation de la fertilité des sols sous VOC devrait également tenir compte de la disponibilité des nutriments essentiels à croissance de la plante, voire majeurs, notamment l'azote (N) et le phosphore (P).

Les plantes en besoin d'azote en grande quantité. Avec le carbone, l'azote joue un rôle fondamental dans la constitution de la matière végétale. Il permet de fabriquer protéines, chlorophylle, enzymes, et vitamines. L'azote constitue le principal facteur limitant du rendement et de la qualité des productions en cultures lorsque l'approvisionnement en eau est suffisant (Haynes et al, 1996). En zone tropicale, le phosphore reste un élément limitant. Dans de nombreux systèmes agricoles, l'amendement en P est nécessaire pour assurer la productivité parce que dans le sol, plus de 80% du P devient immobile et indisponible lors de son adsorption, sa précipitation ou sa conversion sous forme organique (Schachtman et al, 1998). Dans un contexte de chaulage, l'augmentation du pH est également considérée comme étant à l'origine de l'accroissement de la biodisponibilité du phosphore, mais elle favorise également la nitrification et la fixation symbiotique. La mesure de l'N et du P biodisponibles semblent indispensables afin de quantifier l'impact de la VOC sur ces formes utilisables pour la croissance des végétaux (Golay, 2012).

Une approche future de ce problème pourrait être l'étude de pieds de tamarins à différents stades de leur développement. Ce dispositif permettrait d'effectuer un suivi de tous les flux élémentaires qui interviennent dans l'écosystème. De plus, le tamarin est déjà utilisé en agroforesterie. L'étude de la VOC associé au tamarin dans ce contexte est ainsi envisageable et permettrait de comparer dans des conditions réelles les systèmes intégrant des arbres avec et sans VOC. Ces programmes pilotes permettraient d'identifier des stratégies permettant d'optimiser les effets de la VOC en considérant les facteurs inhibiteurs et propices, et les effets identifiés par les recherches antérieures et la présente étude. Cette perspective est intéressante car elle aurait des applications très concrètes pour le développement agronomique dans des contextes où la perte de fertilité des sols est un problème majeur pour des populations qui vivent principalement de l'agriculture (Golay, 2012).

La VOC est connue pour modifier son environnement, probablement pour optimiser les conditions de développement de l'arbre qui lui est associé, mais d'autres espèces pourraient également tirer profit de ces modifications. Une étude phytosociologique des écosystèmes oxalogènes - oxalotrophes dans le milieu forestier pourrait également permettre d'évaluer les

effets de l'arbre oxalogène sur des arbres avoisinants et non associés à la VOC. Trouverait-on des plantes plutôt basophiles autour de l'écosystème oxalogène - oxalotrophe et au contraire des plantes acidophiles pour les sols distants ? La caractérisation des espèces aux alentours de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe permettra de mesurer l'implication de la VOC sur son environnement et notamment sur la création de conditions favorables au développement de certains types de végétation.

Finalement, il a été démontré que sous l'iroko, le pH pouvait atteindre des valeurs de supérieures à 9, ce qui pourrait se solder par une insolubilisation d'un grand nombre d'ions d'importance majeure pour la nutrition des plantes (Golay, 2012). Un écosystème oxalogène-oxalotrophe très actif et très efficace pouvant alcaliniser fortement le sol aurait-il alors au contraire des impacts négatifs sur les propriétés biogéochimiques des sols ?

## 5. Conclusion générale

## 5. Conclusion générale

Un écosystème est défini comme un « complexe dynamique formé de communautés de plantes, d'animaux et de micro-organismes et de leur environnement non vivant qui, par leur interaction, forment une unité fonctionnelle » (Millennium Ecosystem Assessment , 2005). Cette définition correspond parfaitement aux écosystèmes dits oxalogènes-oxalotrophes qui sont à l'origine de la présence de calcaire dans des sols tropicaux, sous l'action combinée d'un arbre, des bactéries, et des champignons, ceci à travers la Voie Oxalate-Carbonate (VOC).

Les implications du vivant et du non-vivant dans ce processus ont nécessité une approche multidisciplinaire pour son étude. Les recherches menées sur la VOC évoluent aujourd'hui vers une évaluation du point de vue floristique, pédologique, microbiologique, géologique et géochimique.

Les recherches ont amené à évaluer des écosystèmes oxalogène-oxalotrophe en Afrique continentale, en Amérique bolivienne, en Inde. Ces études ont également permis de statuer sur le caractère ubiquiste de la VOC.

La présente thèse, menée à Madagascar, avait pour objectif d'évaluer les impacts de la VOC associée au tamarin sur les caractéristiques édaphiques et organiques des sols forestiers tropicaux. Les hypothèses avancées au cours de cette recherche ont été en majorité confirmées, à savoir :

- (i) L'existence d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe actif et efficace à Madagascar représenté par *Tamarindus indica* ou tamarin ;
- (ii) la VOC associée au tamarin modifie très substantiellement les propriétés chimiques du sol ;
- (iii) le pH du sol avant l'établissement de l'écosystème oxalogène-oxalotrophe influence l'ampleur des effets de la VOC en termes de pH et de présence de  $\text{CaCO}_3$  ;
- (iv) L'écosystème oxalogène-oxalotrophe du tamarin semble influencer la stabilité thermique du COS en favorisant l'accumulation de C organique thermorésistant dans les sols.

Cette étude met ainsi en évidence, pour la première fois, le tamarin comme élément central d'une VOC active et efficace. Le tamarin étant également une espèce agroforestière connue et reconnue à Madagascar mais également dans d'autres régions tropicales du monde. Les impacts de la VOC sur les caractéristiques édaphiques et potentiellement sur les caractéristiques organiques du sol identifiés au cours de cette recherche s'insèrent parfaitement dans les avantages recherchés en agroforesterie du point de vue agronomique, social, économique et environnemental. L'adoption de ces pratiques nécessite toutefois de prendre en considération les aspects socio-économiques en analysant les coûts et bénéfices

générés par l'intégration du système en considérant que le facteur « âge de l'arbre » intervient dans le contexte de la VOC.

Par ailleurs, principalement rencontrée dans la zone intertropicale, la VOC revêt également une importance particulière dans le contexte de la protection de l'environnement, qui est devenue une préoccupation internationale. La conservation de la forêt tropicale dominée par des écosystèmes oxalogène-oxalotrophes pourrait s'insérer dans le cadre du mécanisme de Réductions des Émissions issues de la Déforestation et de la Dégradation des forêts ou REDD+. En effet, la déforestation est une source importante d'émissions de CO<sub>2</sub> : les écosystèmes forestiers représentent 80% du C stocké dans la végétation, et 40% de celui stocké dans les sols (Seymour & Forwand, 2010 ; Brimand, 2015). Les forêts tropicales en particulier assurent 47,5% à 62,5% de ce stock (Brimand, 2015). Il est à noter que ces estimations concernent uniquement le stock de C organique et n'ont jamais pris en compte la présence de C minéral d'origine biologique. La REDD+ repose sur un principe de rémunération des pays tropicaux en fonction de leurs résultats en matière de réduction de la déforestation (Brimand, 2015). La présence de la VOC dans ces forêts tropicales constituerait ainsi un atout majeur pour ces pays du sud.

Par ailleurs, l'inventaire des espèces associées à la VOC montre la dominance d'espèces appartenant à des familles reconnues pour produire de l'oxalate ou de l'acide oxalique en très grande quantité. Deux familles, les Moraceae et les Fabaceae, sont particulièrement efficaces. La recherche de nouveaux écosystèmes oxalogènes-oxalotrophes pourrait être orientée vers des espèces appartenant à ces deux familles. Actuellement, la compréhension de la VOC progresse, mais de nombreux aspects de la VOC restent encore à explorer et à étudier. Finalement, en identifiant tous les facteurs qui limitent ou favorisent les effets d'un écosystème oxalogène-oxalotrophe sur le sol, l'optimisation de cette voie est envisageable en créant ou en renforçant des conditions qui lui sont favorables. Pour conclure, l'étude de la VOC menée dans les pays tropicaux comme Madagascar élargit la portée de la recherche sur cette thématique et pourrait bien fournir des pistes de soutien aux politiques agricoles et environnementales dans ces pays.

## 6. Références

## 6. Références

- Agegehu, G., & Amede, T. (2017). Integrated Soil Fertility and Plant Nutrient Management in Tropical Agro-Ecosystems: A Review. *Pedosphere*, 27(4), 662-680. doi:10.1016/s1002-0160(17)60382-5.
- Alarcon -Gutiérrez, E. (2007). Influence de facteurs abiotiques sur la régulation des paramètres microbiens impliqués dans la dégradation de la matière organique d'une litière forestière méditerranéenne. (PhD), Université Paul Cezanne (Aix-Marseille III).
- Albrecht, A., & Kandji, S. T. (2003). Carbon sequestration in tropical agroforestry systems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 99(1-3), 15-27. doi:10.1016/s0167-8809(03)00138-5.
- Albrecht, R., Sebag, D., & Verrecchia, E. (2014). Organic matter decomposition: bridging the gap between Rock-Eval pyrolysis and chemical characterization (CPMAS 13C NMR). *Biogeochemistry*, 122(1), 101-111. doi:10.1007/s10533-014-0033-8.
- Anitha, R., & Sandhiya, T. (2014). Occurrence of calcium oxalate crystals in the leaves of medicinal plants. *International Journal of Pharmacognosy*, 1(6), 389-393. doi:10.13040/ijpsr.0975-8232.1(6).389-93.
- Aragno, M., & Schlegel, H. (1992). The mesophilic hydrogenoxidizing (Knallgas) bacteria. : In: Balows A, Trüper HG, Dworkin M, Harder W, Schleifer H (eds). *The prokaryotes*, 2nd edn. Springer, Berlin.
- Aragno, M., Verrecchia, E., Job, D., Cailleau, G., Braissant, O., Khammar, N., Martin, G. (2012). Calcium carbonate biomineralisation in ferrallitic, tropical soils through the oxalate carbonate pathway *Bulletin BGS*(30), 127-130.
- Assessment, M. E. (2005). *Ecosystems and Human Well-being: Synthesis*. Retrieved from Island Press, Washington, DC. 155p.
- Bâ, A. M., Plenchette, C., Danthu, P., Duponnois, R., & Guissou, T. (2000). Functional compatibility of two arbuscular mycorrhizae with thirteen fruit trees in Senegal. *Agroforestry Systems*(50), 95-105.
- Baize, D., & Girard, M. (2008). *Référentiel pédologique 2008*.
- Bayala, J., Boureima, Z., van der Hoek, R., Lamsellek, H., Nouatin, G. S., Randrianarisoa, M., & Torquebiau, E. (2003). L'arbre dans l'espace agricole du plateau de Vineta (Madagascar) *Cahiers Agriculture*(12), 15-21.
- Bechtold, S. J., & Naiman, R. J. (2006). Soil texture and nitrogen mineralization potential across a riparian toposequence in a semi-arid savanna. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(6), 1325-1333. doi:10.1016/j.soilbio.2005.09.028.



- Bedel, L., Poszwa, A., van der Heijden, G., Legout, A., Aquilina, L., & Ranger, J. (2016). Unexpected calcium sources in deep soil layers in low-fertility forest soils identified by strontium isotopes (Lorraine plateau, eastern France). *Geoderma*, 264, 103-116. doi:10.1016/j.geoderma.2015.09.020.
- Benjamin, E. O., Ola, O., & Buchenrieder, G. (2018). Does an agroforestry scheme with payment for ecosystem services (PES) economically empower women in sub-Saharan Africa? *Ecosystem Services*, 31, 1-11. doi:10.1016/j.ecoser.2018.03.004.
- Bishaw, B., Neufeldt, H., Mowo, J., Abdelkadir, A., Muriuki, J., Dalle, G., Mbow, C. (2013). Farmers' Strategies for Adapting to and Mitigating Climate Variability and Change through Agroforestry in Ethiopia and Kenya. Retrieved from Oregon State University:
- Borrelli, N., Benvenuto, M. L., & Osterrieth, M. (2016). Calcium oxalate crystal production and density at different phenological stages of soybean plants (*Glycine max* L.) from the southeast of the Pampean Plain, Argentina. *Plant Biol (Stuttg)*, 18(6), 1016-1024. doi:10.1111/plb.12487.
- Bourou, S., Bowe, C., Diouf, M., & Van Damme, P. (2012). Ecological and human impacts on stand density and distribution of tamarind (*Tamarindus indica* L.) in Senegal. *African Journal of Ecology*(50), 253-265.
- Bourou, S., Ndiaye, F., Diouf, M., Diop, T., & Van Damme, P. (2010). Tamarind (*Tamarindus indica* L.) parkland mycorrhizal potential within three agro-ecological zones of Senegal. *Fruits*, 65(6), 377-385. doi:10.1051/fruits/2010032.
- Brady, C. N., & Weil, R. (1999). *The nature and properties of soils*.
- Braissant, O. (2005). *Carbonatogénèse bactérienne liée au cycle biochimique oxalate-carbonate*. (thèse de doctorat), Université de Neuchâtel.
- Braissant, O., Cailleau, G., Aragno, M., & Verrecchia, E. (2004). Biologically induced mineralization in the tree *Milicia excelsa* (Moraceae): its causes and consequences to the environment. *European Journal of Soil Science*, 1-12.
- Braissant, O., Verrecchia, E., & Aragno, M. (2002). Is the contribution of bacteria to terrestrial carbon budget greatly underestimated? *Naturwissenschaften*, 89(issue 8,), 366-370.
- Bravo, D. (2013). *Assessing the diversity and metabolism of oxalotrophic bacteria in tropical soils*. (PhD), University of Neuchâtel.
- Bravo, D., Martin, G., David, M. M., Cailleau, G., Verrecchia, E., & Junier, P. (2013). Identification of active oxalotrophic bacteria by Bromodeoxyuridine DNA labeling in a microcosm soil experiments. *FEMS Microbiol Lett*, 348(2), 103-111. doi:10.1111/1574-6968.12244.

- Brown, S. (2005). Exploration du potentiel de séquestration du carbone dans les forêts classées de la République de Guinée. Guide de Mesure et de Suivi dans les Forêts et Prairies Herbeuses. Winrock International, 39.
- Cailleau, G. (2005). Cycle de carbone et biominéralisation carbonatée en milieu continental: la diagenèse des phases oxalate-carbonate. ( thèse de Doctorat), Université de Neuchâtel.
- Cailleau, G., Braissant, O., Dupraz, C., Aragno, M., & Verrecchia, E. P. (2005). Biologically induced accumulations of CaCO<sub>3</sub> in orthox soils of Biga, Ivory Coast. *Catena*, 59(1), 1-17. doi:10.1016/j.catena.2004.06.002.
- Cailleau, G., Braissant, O., & Verrecchia, E. P. (2004). Biomineralization in plants as a long-term carbon sink. *Naturwissenschaften*, 91(4), 191-194. doi:10.1007/s00114-004-0512-1.
- Cailleau, G., Braissant, O., & Verrecchia, E. P. (2011). Turning sunlight into stone: the oxalate-carbonate pathway in a tropical tree ecosystem. *Biogeosciences Discussions*, 8(1), 1077-1108. doi:10.5194/bgd-8-1077-2011.
- Cailleau, G., Mota, M., Bindschedler, S., Junier, P., & Verrecchia, E. P. (2014). Detection of active oxalate–carbonate pathway ecosystems in the Amazon Basin: Global implications of a natural potential C sink. *Catena*, 116, 132-141. doi:10.1016/j.catena.2013.12.017.
- Campo, J., Maass, M., Jaramillo, V., & A, Y. M. (2000). Calcium, potassium, and magnesium cycling in Mexican tropical dry forest ecosystem. *Biogeochemistry*(49), 21-36.
- Canet, A., & Schreiber, K. (2015). Agroforesterie et couverture végétale des sols: du carbone pour la production et la protection en agriculture.
- Carrie, J., Sanei, H., & Stern, G. (2012). Standardisation of Rock–Eval pyrolysis for the analysis of recent sediments and soils. *Organic Geochemistry*, 46, 38-53. doi:10.1016/j.orggeochem.2012.01.011.
- Carsan, S., Stroebel, A., Dawson, I., Kindt, R., Mbow, C., Mowo, J., & Jamnadass, R. (2014). Can agroforestry option values improve the functioning of drivers of agricultural intensification in Africa? *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 6, 35-40. doi:10.1016/j.cosust.2013.10.007.
- Castro, G. S. A., & Crusciol, C. A. C. (2013). Effects of superficial liming and silicate application on soil fertility and crop yield under rotation. *Geoderma*, 195-196, 234-242. doi:10.1016/j.geoderma.2012.12.006.
- Chauvet, B. (1968). Inventaire des espèces forestières introduites à Madagascar. École Nationale Supérieure Agronomique, Antananarivo, Madagascar.187p.
- Chodak, M., & Niklińska, M. (2010). Effect of texture and tree species on microbial properties of mine soils. *Applied Soil Ecology*, 46(2), 268-275. doi:10.1016/j.apsoil.2010.08.002

- Clerc de Senarclens, M. (2011). La Voie Oxalate-Carbonate -Le cas indien. (Master), Université de Neuchâtel.
- Collin , P. (2001). L'adaptation au milieu chez les plantes vasculaires. *L'Année Biologique*(40), 21-42.
- Consiglio, T., Schatz, G. E., McPherson, G., Lowry, P. P., 2nd, Rabenantoandro, J., Rogers, Z. S., Rabehevitra, D. (2006). Deforestation and plant diversity of Madagascar's littoral forests. *Conserv Biol*, 20(6), 1799-1803. doi:10.1111/j.1523-1739.2006.00562.x.
- Court, M., van der Heijden, G., Didier, S., Nys, C., Richter, C., Pousse, N., Legout, A. (2018). Long-term effects of forest liming on mineral soil, organic layer and foliage chemistry: Insights from multiple beech experimental sites in Northern France. *Forest Ecology and Management*, 409, 872-889. doi:10.1016/j.foreco.2017.12.007.
- Crottini, A., James Harris, D., Irisarri , I. A., Lima, A., Rasamison, S., & Rosa, G. M. (2010). Confirming Domergue: *Ithyocyphus oursi* Domergue, 1986 predation upon *Furcifer oustaleti* (Mocquard, 1894). *Herpetology Notes*, 3, 127-131.
- Crowley, B. E., McGoogan, K. C., & Lehman, S. M. (2012). Edge effects on foliar stable isotope values in a Madagascar tropical dry forest. *PLoS One*, 7(9), e44538. doi:10.1371/journal.pone.0044538.
- Cuadra, V. P., & Cambi, V. (2017). Calcium oxalate crystals in halo-xerophytic species and their macropatterns trends. The importance of a multivariate analysis considering soil characteristics. *Flora*, 234, 187-194. doi:10.1016/j.flora.2017.07.017.
- Curtin, D., & Rostad, H. P. W. (1997). Cation exchange and buffer potential of Saskatchewan soils estimated from texture, organic matter and pH. *Canadian Journal of Science Soil*, 621-626.
- Dabin, B. (1970). Les facteurs chimiques de la fertilité des sols (Bases échangeables; sels; utilisation des échelle de fertilité).
- Dambrine, E., & Tessier , D. (2001). Acidité et acidification des sols; une introduction. In: *Acidification des sols : origine, approche, enjeux et maîtrise*. Paper presented at the Presented at Colloque, Versailles, FRA.
- Dauer, J. M., & Perakis, S. S. (2014). Calcium oxalate contribution to calcium cycling in forests of contrasting nutrient status. *Forest Ecology and Management*, 334, 64-73. doi:10.1016/j.foreco.2014.08.029.
- de Gouvenain, R., & Silander Jr, J. A. (2003). Do Tropical Storm Regimes Influence the Structure of Tropical Lowland Rain Forests? *Biotropica*, 35(2), 166-180.

- De los Rios, S. (2012). Importance du calcium dans la voie oxalate-carbonate dans le bassin amazonien (Bolivie)- Ravaux préliminaires. (Master), Université de Neuchatel.
- Desavathu, R. N., Nadipena, A. R., & Peddada, J. R. (2018). Assessment of soil fertility status in Paderu Mandal, Visakhapatnam district of Andhra Pradesh through Geospatial techniques. *The Egyptian Journal of Remote Sensing and Space Science*, 21(1), 73-81. doi:10.1016/j.ejrs.2017.01.006.
- Diallo, B. O., Mckey, D., Chevallier, M. H., Joly, H. I., & Mckey, M. H. (2008). Breeding system and pollination biology of the semidomesticated fruit tree, *Tamarindus indica* L. (Leguminosae: Caesalpinioideae): Implications for fruit production, selective breeding, and conservation of genetic resources. *African Journal of Biotechnology*, 7(22), 4068-4075. doi:10.4314/ajb.v7i22.59515.
- Dietrich, F. (2012). Le cycle de Ca dans le contexte de la voie oxalate-carbonate dans les Ferrallitisols du Cameroun. (Master), Université de Lausanne.
- Disnar, J. R., Guillet, B., Keravis, D., Di-Giovanni, C., & Sebag, D. (2003). Soil organic matter (SOM) characterization by Rock-Eval pyrolysis: scope and limitations. *Organic Geochemistry*, 34(3), 327-343. doi:10.1016/s0146-6380(02)00239-5
- Duchaufour, P. (2001). Introduction à la science du sol. Sol, Végétation, environnement (6ème Edition de l'Abrégé de pédologie. ed.). 6ème Edition.Paris: Dunod. 331p.
- Duchaufour, P. (1991). Pédologie: sol, végétation, environnement. Troisième édition entièrement renouvelée.Coll. Abrégés, Masson ed.Paris.289p.
- E.F., T. (2000). A renewed perspective on agroforestry concepts and classification. *Life Sciences*(323), 2000.
- Ekschmitt, K., Liu, M., Vetter, S., Fox, O., & Wolters, V. (2005). Strategies used by soil biota to overcome soil organic matter stability — why is dead organic matter left over in the soil? *Geoderma*, 128(1-2), 167-176. doi:10.1016/j.geoderma.2004.12.024.
- El-Siddig, K., Gunasena, H. P. M., Prasad, B. A., Pushpakumara, D. K. N. G., Ramana, K. V. R., Vijayanand, P., & Williams, J. T. (2006). Tamarind. *Tamrind indica* L. University of Southampton, Southampton,: International Centre for Underutilised Crops.198p.
- Espitalié, J., Deroo, G., & Marquis, F. (1985a). La pyrolyse Rock-Eval et ses applications. première partie *Revue de l'institut français du pétrole*(40), 755-784.
- Fandohan, B., Gouwakinnou, G. N., Fonton, N. H., Sinsin, B., & Liu, J. (2013). Impact des changements climatiques sur la répartition géographique des aires favorables à la culture et à la conservation des fruitiers sous-utilisés : cas du tamarinier au Bénin. *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, 17(3), 450-462.

- FAO. (2006). Guidelines for soil description. . 4th ed. Food and Agriculture Organization of the United Nations . Rome, Italy, 98.
- Faust, S., Hanisch, S., Buerkert, A., & Joergensen, R. G. (2014). Soil Properties Under Manured Tamarindus indicain the Littoral Plain of South-Western Madagascar. *Arid Land Research and Management*, 29(2), 167-179. doi:10.1080/15324982.2014.944243
- Feliciano, D., Ledo, A., Hillier, J., & Nayak, D. R. (2018). Which agroforestry options give the greatest soil and above ground carbon benefits in different world regions? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 254, 117-129. doi:10.1016/j.agee.2017.11.032.
- Feller, C., & Beare, M. H. (1997). Physical control of soil organic matter dynamics in the tropics. *Geoderma*, 79, 69-116.
- Feller, C., Fritsch, E., Poss, R., & Valentin, C. (1991). Effet de la texture sur le stockage et la dynamique des matières organiques dans quelques sols ferrugineux et ferralitiques (Afrique de l'Ouest , en particulier). *Cah.ORSTOM,sér. Pédol.*, XXVI(N°1), 25-36.
- Ferro, K. (2012). The impact of oxalogenic plants on soil carbon dynamics. (PhD), Université de Neuchâtel.
- Fontaine, S., Mariotti, A., & Abbadie, L. (2003). The priming effect of organic matter: a question of microbial competition? *Soil Biology and Biochemistry*, 35(6), 837-843. doi:10.1016/s0038-0717(03)00123-8.
- Franceschi, V. R., & Horner Jr, H. T. (1980). Calcium oxalate crystals in plants. *The Botanical Review*, 46(4), 361-427.
- Franceschi, V. R., & Nakata, P. A. (2005). Calcium Oxalate in plants: Formation and Function. *Annu. Rev. Plant Biol*(56), 41-71.
- Fu, Q., Li, B., Hou, Y., Bi, X., & Zhang, X. (2017). Effects of land use and climate change on ecosystem services in Central Asia's arid regions: A case study in Altay Prefecture, China. *Sci Total Environ*, 607-608, 633-646. doi:10.1016/j.scitotenv.2017.06.241.
- Garvie, L. A. J. (2003). Decay-induced biomineralization of the saguaro cactus (*Carnegiea gigantea*). *American Mineralogist*, 88(11-12), 1879-1888. doi:10.2138/am-2003-11-1231.
- Gay-des-Combes, J. M., Robroek, B. J. M., Hervé, D., Guillaume, T., Pistocchi, C., Mills, R. T. E., & Buttler, A. (2017). Slash-and-burn agriculture and tropical cyclone activity in Madagascar: Implication for soil fertility dynamics and corn performance. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 239, 207-218. doi:10.1016/j.agee.2017.01.010.
- Gobat, J.-M., Aragno, M., & Matthey, W. (2010). *Le sol vivant. Bases de pédologie-Biologie des sols*: Presses polytechniques et universitaires romandes.

- Golay, A. (2012). La voie oxalate-carbonate dans les FERRALLITISOLS du Cameroun. Cycle du calcium et impact sur l'environnement. (Master), Université de Lausanne.
- Goodman. (2000). Recherches en forêt dense sèche, forêt de Kirindy et région de Morondava. 2<sup>ème</sup> version.
- Goodman, S. M., & Benstead, J. P. (2005). Updated estimates of biotic diversity and endemism for Madagascar. *Oryx*, 39(01). doi:10.1017/s0030605305000128.
- Griffon, M., & Mallet, B. (1999). En quoi l'agroforesterie peut-elle contribuer à la révolution doublement verte. *Bois et Forêts des Tropiques*, 260(2).
- Guggiari, M., Blouque, R., Aragno, M., Verrecchia, E., Job, D., & Junier, P. (2011). Experimental calcium-oxalate crystal production and dissolution by selected wood-rot fungi. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 65(6), 803-809.
- Guo, W., Nazim, H., Liang, Z., & Yang, D. (2016). Magnesium deficiency in plants: An urgent problem. *The Crop Journal*, 4(2), 83-91. doi:10.1016/j.cj.2015.11.003
- Hamarashid, N. H., Othman, M. A., & Hussain, M.-A. H. (2010). Effects of soil texture on chemical compositions, microbial populations and carbon mineralization in soil. *The Egyptian Society of Experimental Biology*(6(1)), 59-64.
- Hartl, W. P., Klapper, H., Barbier, B., Ensikat, H. J., Dronskowski, R., Müller, P., Barthlott, W. (2007). Diversity of calcium oxalate crystals in Cactaceae. *Canadian Journal of Botany*, 85(5), 501-517. doi:10.1139/b07-046.
- Herrick, J. E., & Wander, M. M. (1998). Soil Processes and the carbon cycle: Relationships between soil organic carbon and soil quality in cropped and rangeland soils: The importance of distribution, composition and soil biological activity (R. Lal, J. K. Kimble, R. F. Follet, & W. M. Stewart Eds.).
- Hervé, V., Clerc, M., Cailleau, G., Bueche, M., Junier, T., Verrecchia, E., & Junier, P. (2017). Carbonate Accumulation in the Bark of *Terminalia bellirica*: A New Habitat for the Oxalate-Carbonate Pathway. *Geomicrobiology Journal*, 35(1), 31-39. doi:10.1080/01490451.2017.1309087.
- Herve, V., Junier, T., Bindschedler, S., Verrecchia, E., & Junier, P. (2016). Diversity and ecology of oxalotrophic bacteria. *World J Microbiol Biotechnol*, 32(2), 28. doi:10.1007/s11274-015-1982-3.
- Horner, H. T., & Wagner, B. (1995). Calcium oxalate formation in higher plants. : In: Calcium oxalate in biological systems. Chapter 4. Saeed R. Khan. CRC Press. 53-72.

- Ilarslan, H., Palmer, R. G., Imsande, J., & Horner, H. T. (1997). Quantitative determination of calcium oxalate and oxalate in developing seeds of soybean (Leguminosae). *American Journal of Botany*, 84(9), 1042-1046.
- Ingram, J. C., & Dawson, T. P. (2005). Climate change impacts and vegetation response on the island of Madagascar. *Philosophical Transactions of the Royal Society A: Mathematical, Physical and Engineering Sciences*, 363(1826), 55-59. doi:10.1098/rsta.2004.1476.
- J.P, M. (2012). Rôle des sols sur la genèse des inondations. Paper presented at the Symposium Européen -Problèmes ctuels de la protesction contre les inondations, Paris-Orléans.
- Jones, D. L. (1998). Organic acids in the rhizosphere – a critical review. *Plant and Soil*(205), 25–44.
- Jordan, C. F. (1985). *Nutrient cycling in Tropical Forest Ecosystem*. Published by John Wiley and Sons.
- Jose, S. (2009). Agroforestry for ecosystem services and environmental benefits: an overview. *Agroforestry Systems*, 76(1), 1-10. doi:10.1007/s10457-009-9229-7.
- Keates, S. E., Tarlyn, N. M., Loewus, F. A., & Franceschi, V. R. (2000). L-Ascorbic acid and L-galactose are sources for oxalic acid and calcium oxalate in *Pistia stratiotes*. *Phytochemistry*(53), 433-440.
- Keiluweit, M., Bougoure, J. J., Nico, P. S., Pett-Ridge, J., Weber, P. K., & Kleber, M. (2015). Mineral protection of soil carbon counteracted by root exudates. *Nature Climate Change*, 5(6), 588-595. doi:10.1038/nclimate2580.
- Kemmitt, S., Wright, D., Goulding, K., & Jones, D. (2006). pH regulation of carbon and nitrogen dynamics in two agricultural soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(5), 898-911. doi:10.1016/j.soilbio.2005.08.006.
- Khan, S. R. (1995). *Calcium Oxalate in Biological Systems*. : CRC Press,London.
- Koechlin, J., Guillaumet, J. L., & Morat, P. (1997). *Flore et végétation de Madagascar*: Vaduz: A.R.G. Gantner (5).701p.
- Kögel-Knabner, I. (2002). The macromolecular organic composition of plant and microbial residues. as inputs to soil organic matter. *Soil Biology & Biochemistry*(34), 139-162.
- Kotina, E. L., Stepanova, A. V., Oskolski, A. A., Tilney, P. M., & Van Wyk, B.-E. (2015). Crystal types and their distribution in the bark of African genistoid legumes (Fabaceae tribes Sophoreae, Podalyriaceae, Crotalarieae and Genisteae). *Botanical Journal of the Linnean Society*(178), 620-632.

- Kuzyakov, Y., Friedel, J. K., & Stahr, K. (2000). Review of mechanisms and quanti@cation of priming effects. *Soil Biology and Biochemistry*(32), 1485-1498.
- Lafargue.E, Marquis.F, & Pillot.D. (1998). Rock -Eval 6 applications in hydrocarbon exploration, production, and soil contamination studies. *Revue de l'institut français du pétrole*, 53(4), 421-437.
- Lamas, F., Irigaray, C., Oteo, C., & Chacón, J. (2005). Selection of the most appropriate method to determine the carbonate content for engineering purposes with particular regard to marls. *Engineering Geology*, 81(1), 32-41. doi:10.1016/j.enggeo.2005.07.005.
- Lehman, J., Peter, I., Steglich, C., Gebauer, G., Huwe, B., & Zech, W. (1998). Below-ground interactions in dryland agroforestry. *Forest Ecology and Management*(111), 157-169.
- Lehmann, J., & Kleber, M. (2015). The contentious nature of soil organic matter. *Nature*, 528(7580), 60-68. doi:10.1038/nature16069.
- Lersten, N. R., & Horner, H. T. (2007). Calcium oxalate crystals in tribe Galegeae (Leguminosae) including foliar crystal macropattern development in *Caragana frutex*. *Canadian Journal of Botany*, 85(4), 394-403. doi:10.1139/b07-032.
- Likens, G. E., Driscoll, C. T., Buso, D. C., Siccama, T. G., Johnson, C. E., Lovett, G. M., Bailey, S. W. (1998). The biogeochemistry of calcium at Hubbard Brook. *Biogeochemistry*(41), 89–173.
- Lim, S.-S., Baah-Acheamfour, M., Choi, W.-J., Arshad, M. A., Fatemi, F., Banerjee, S., Chang, S. X. (2018). Soil organic carbon stocks in three Canadian agroforestry systems: From surface organic to deeper mineral soils. *Forest Ecology and Management*, 417, 103-109. doi:10.1016/j.foreco.2018.02.050.
- Lipper, L., Dutilly-Diane, C., & McCarthy, N. (2010). Supplying Carbon Sequestration From West African Rangelands: Opportunities and Barriers. *Rangeland Ecology & Management*, 63(1), 155-166. doi:10.2111/rem-d-09-00009.1.
- Lorenz, K., & Lal, R. (2014). Soil organic carbon sequestration in agroforestry systems. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 34(2), 443-454. doi:10.1007/s13593-014-0212-y.
- Lourenço, W. R., & Goodman, S. M. (2006). Notes on the postembryonic development and ecology of *Grosphus hirtus* Kraepelin, 1901 (Scorpiones, Buthidae) from the Parc National d'Ankarafantsika, northwest Madagascar. *Zoologischer Anzeiger - A Journal of Comparative Zoology*, 244(3-4), 181-185. doi:10.1016/j.jcz.2005.09.001.
- Mabicka Obame, R., Sebag, D., Copard, Y., Durand, A., Christian, D.-G., Boussafir, M., . . . Mbina MOUNGUENGUI, M. (2010). Caractérisation de la matière organique des sols et des



sédiments tropicaux par pyrolyse Rock-Eval. Paper presented at the colloque de Restitution EC2CO, Toulouse, France.

MacCarthy, D. S., Agyare, W. A., Vlek, P. L. G., & Adiku, S. G. K. (2013). Spatial variability of some soil chemical and physical properties of an agricultural landscape West African Journal of Applied Ecology, 21(2), 47-61.

Martin, G., Guggiari, M., Bravo, D., Zopfi, J., Cailleau, G., Aragno, M., Junier, P. (2012). Fungi, bacteria and soil pH: the oxalate-carbonate pathway as a model for metabolic interaction. Environ Microbiol, 14(11), 2960-2970. doi:10.1111/j.1462-2920.2012.02862.x.

Mbonigaba Muhinda, J. J., Nzeyimana, I., Bucagu, C., & Culot, M. (2009). Caractérisation physique, chimique et microbiologique de trois sols acides tropicaux du Rwanda sous jachères naturelles et contraintes à leur productivité. Biotechnol. Agron. Soc. Environ, 13(4), 545-558.

Mbow, C., Smith, P., Skole, D., Duguma, L., & Bustamante, M. (2014). Achieving mitigation and adaptation to climate change through sustainable agroforestry practices in Africa. Current Opinion in Environmental Sustainability, 6, 8-14. doi:10.1016/j.cosust.2013.09.002.

Moller, K. (1998). Fiches techniques: de quelques espèces d'arbres et arbustes à usages multiples à recommander pour le Menabe Central.

Molua, E. L. (2005). The economics of tropical agroforestry systems: the case of agroforestry farms in Cameroon. Forest Policy and Economics, 7(2), 199-211. doi:10.1016/s1389-9341(03)00032-7.

Monje, P. V., & Baran, E. J. (2004). Complex biomineralization pattern in cactaceae. J Plant Physiol, 161(1), 121-123. doi:10.1078/0176-1617-01049.

Mosier, A. R. (1998). Soil processes and global change. Biology and Fertility of soils(27), 221-229.

Mota, M. (2009). Recherche et caractérisation de la voie oxalate-carbonate en Amazonie. (Master), Université de Neuchâtel.

Nair, P. K. R. (1985). Classification of agroforestry system. Agroforestry Systems(3), 97-128.

Nair, P. K. R. (1993). An Introduction to Agroforestry. The Netherlands: Kluwer Academic Publishers.489p.

Nair, P. K. R., Nair, V. D., Kumar, B. M., & Haile, S. G. (2009). Soil carbon sequestration in tropical agroforestry systems: a feasibility appraisal. Environmental Science & Policy, 12(8), 1099-1111. doi:10.1016/j.envsci.2009.01.010.

Nakata, P. A. (2003). Advances in our understanding of calcium oxalate crystal formation and function in plants. Plant Science, 164(6), 901-909. doi:10.1016/s0168-9452(03)00120-1.

- Obamé, R., Sebag, D., Copard, Y., Durand, A., Di-Giovanni, C., Boussafir, M., . . . Mounquengui, M. (2010). Caractérisation de la matière organique des sols et des sédiments tropicaux par pyrolyse rock-Eval. Paper presented at the Colloque de Restitution EC2CO, Toulouse, France.
- Oelbermann, M., Paul Voroney, R., & Gordon, A. M. (2004). Carbon sequestration in tropical and temperate agroforestry systems: a review with examples from Costa Rica and southern Canada. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 104(3), 359-377. doi:10.1016/j.agee.2004.04.001.
- Oyonarte, C., Mingorance, M. D., Durante, P., Pinero, G., & Barahona, E. (2007). Indicators of change in the organic matter in arid soils. *Sci Total Environ*, 378(1-2), 133-137. doi:10.1016/j.scitotenv.2007.01.039.
- Pallo, F. J. P., Sawadogo, N., Zombré, N. P., & Sedogo, M. P. (2009). Statut de la matière organique des sols de la zone nord soudanienne au Burkina Faso. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*, 13(1), 139-142.
- Parvez, S. S., Parvez, M. M., Fujii, Y., & Gemma, H. (2004). Differential allelopathic expression of bark and seed of *Tamarindus indica* L. *Plant Growth Regulation*(42), 245-252.
- Parvez, S. S., Parvez, M. M., Nishihara, E., Gemma, H., & Fujii, Y., Yoshiharu. (2003). *Tamarindus indica* L. leaf is a source of allelopathic substance. *Plant Growth Regulation*(40), 101-115.
- Peel, M. C., Finlayson, B. L., & McMahon, T. A. (2007). Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. *Hydrology Earth System Sciences*(11), 1633–1644.
- Pernes-Debuyser, A., & Tessier, D. (2002). Influence de matières fertilisantes sur les propriétés des sols Cas des 42 parcelles de l'INRA à Versailles. Paper presented at the Étude et Gestion des Sols,.
- Pobeguín, T. (1943). Les oxalates de calcium chez quelques angiospermes. Etude physicochimique. Formation. Destin: *Annales des Sciences Naturelles, Botanique*, 11e série, t. IV, p. 1-95.
- Pons, S., Bindschedler, S., Sebag, D., Junier, P., Verrecchia, E., & Cailleau, G. (2018). Biocontrolled soil nutrient distribution under the influence of an oxalogenic-oxalotrophic ecosystem. *Plant and Soil*. doi:10.1007/s11104-018-3573-1.
- Prasad, R., & Shivay, Y. S. (2017). Oxalic acid/oxalates in plants: from self-defence to phytoremediation. *CURRENT SCIENCE*, 112(8), 1665-1667.
- Puttoso, A., Vityakon, P., Trelo-ges, V., Saenjan, P., & Cadish, G. (2011). Effect of Long-term (13 Years) Application of Different Quality Plant Residues on Soil Organic Carbon and Soil Properties of a Sandy Soil of Northeast Thailand. *KKU Res. J.*, 16(4), 359-370.

- R., R. (1993). Caractérisation des principaux sols malgaches et les conséquences agronomiques qui en découlent *Terre Malgache*, 23, 3-18.
- Raharimalala, O., Buttler, A., Dirac Ramohavelo, C., Razanaka, S., Sorg, J.-P., & Gobat, J.-M. (2010). Soil-vegetation patterns in secondary slash and burn successions in Central Menabe, Madagascar. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 139(1-2), 150-158. doi:10.1016/j.agee.2010.07.013
- Rajoelison, L. G. (1997). Etude sylvicole de la forêt tropicale humide Malagasy. Exemple de la forêt littorale exploitée de Tampolo (Fenoarivo-Atsinanana)-Côte est de Madagascar. Série du Département des Eaux et Forêt No 4.
- Rakotoniaina, M., Blase, C., & Christian, B. (2009). Fiche technique pour promouvoir la plantation des arbres à Madagascar.
- Ramachandran Nair, P. K., Mohan Kumar, B., & Nair, V. D. (2009). Agroforestry as a strategy for carbon sequestration. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 172(1), 10-23. doi:10.1002/jpln.200800030.
- Ramifehiarivo, N., Brossard, M., Grinand, C., Andriamananjara, A., Razafimbelo, T., Rasolohery, A., . . . Razakamanarivo, H. (2017). Mapping soil organic carbon on a national scale: Towards an improved and updated map of Madagascar. *Geoderma Regional*, 9, 29-38. doi:10.1016/j.geodrs.2016.12.002.
- Ranaivoson, T., Brinkmann, K., Rakouth, B., & Buerkert, A. (2015). Distribution, biomass and local importance of tamarind trees in south-western Madagascar. *Global Ecology and Conservation*, 4, 14-25. doi:10.1016/j.gecco.2015.05.004.
- Randriamboavonjy, J. C. (1996). Etude des pédopaysages dans quatre zones tests de Madagascar (CôteEst, Hautes terres Centrales, Moyen Ouest et Côte Ouest). (thèse de doctorat), Université d'Antananarivo.
- Reich, P. B., Oleksyn, J., Modrzynski, J., Mrozinski, P., Hobbie, S. E., Eissenstat, D. M., Tjoelker, M. G. (2005). Linking litter calcium, earthworms and soil properties: a common garden test with 14 tree species. *Ecology Letters*, 8(8), 811-818. doi:10.1111/j.1461-0248.2005.00779.x.
- Retallack, G. J. (1990). *Soil of the past. An introduction to paleopedology*. Unwin Hyman Ltd, London.
- Rhoades, C. C. (1997). Single-tree influences on soils properties in agroforestry: lessons from natural forest and savanna ecosystems. *Agroforestry Systems*(35), 71-94.
- Rousk, J., Brookes, P. C., & Baath, E. (2009). Contrasting soil pH effects on fungal and bacterial growth suggest functional redundancy in carbon mineralization. *Appl Environ Microbiol*, 75(6), 1589-1596. doi:10.1128/AEM.02775-08.

- Rowley, M. C., Estrada-Medina, H., Tzec-Gamboa, M., Rozin, A., Cailleau, G., Verrecchia, E. P., & Green, I. (2016). Moving carbon between spheres, the potential oxalate-carbonate pathway of *Brosimum alicastrum* Sw.; Moraceae. *Plant and Soil*, 412(1-2), 465-479. doi:10.1007/s11104-016-3135-3.
- Rowley, M. C., Grand, S., & Verrecchia, E. P. (2017). Calcium-mediated stabilisation of soil organic carbon. *Biogeochemistry*, 137(1-2), 27-49. doi:10.1007/s10533-017-0410-1
- Saenger, A. (2014). Caractérisation et stabilité de la matière organique du sol en contexte montagnard calcaire : proposition d'indicateurs pour le suivi de la qualité des sols à l'échelle du paysage. (PhD), Université de Grenoble.
- Saenger, A., Cécillon, L., Sebag, D., & Brun, J.-J. (2013). Soil organic carbon quantity, chemistry and thermal stability in a mountainous landscape: A Rock–Eval pyrolysis survey. *Organic Geochemistry*, 54, 101-114. doi:10.1016/j.orggeochem.2012.10.008.
- Sahin, N. (2003). Oxalotrophic bacteria. *Research in Microbiology*, 154(6), 399-407. doi:10.1016/s0923-2508(03)00112-8.
- Schaetzl, R., & Thompson, M. (20015). *Soils Genesis and Geomorphology*. 2nd ed. Cambridge University Press. New York, USA, 778 pp.
- Schmidt, M. W., Torn, M. S., Abiven, S., Dittmar, T., Guggenberger, G., Janssens, I. A., Trumbore, S. E. (2011). Persistence of soil organic matter as an ecosystem property. *Nature*, 478(7367), 49-56. doi:10.1038/nature10386.
- Schröter, D., Cramer, W., Leemans, R., Prentice, I., Araújo, M. B., Arnell, N. W., Zierl, B. (2005). Ecosystem Service Supply and Vulnerability to Global Change in Europe. *Science*, 310, 1333-1337.
- Sebag, D., Verrecchia, E. P., Cécillon, L., Adatte, T., Albrecht, R., Aubert, M., rombino, L. (2016). Dynamics of soil organic matter based on new Rock-Eval indices. *Geoderma*, 284, 185-203. doi:10.1016/j.geoderma.2016.08.025
- Segalen, P. (1971). La détermination du fer libre dans les sols à sesquioxydes. *O.R.S.T.O.M., sér.Pédol.*, vol. IX,(1), 25.
- Sharawy, S. M. (2004). Numerical taxonomic evaluation of calcium oxalate and calcium carbonate crystals in the leaves of certain *Ficus* species (Moraceae). *Feddes Repertorium*, 115(56), 441-452. doi:10.1002/fedr.200411046
- Silvio., C. (1988). Mise en valeur équilibrée d'un écosystème forestier - La reconstitution d'une forêt dense sèche après exploitation.
- Simon, A. (2016). *Highways and subways : A story of fungi and bacteria in soils*. (Philosophiae doctor degree), University of Neuchâtel, Switzerland.

- Simon, A., Bindschedler, S., Job, D., Wick, L. Y., Filippidou, S., Kooli, W. M., Junier, P. (2015). Exploiting the fungal highway: development of a novel tool for the in situ isolation of bacteria migrating along fungal mycelium. *FEMS Microbiol Ecol*, 91(11). doi:10.1093/femsec/fiv116.
- Sollins, P., Homann, P., & B.A., C. (1996). Stabilization and destabilization of soil organic matter: mechanisms and controls. *Geoderma*(74), 65-105.
- Sorg, J. P., & Rohner, U. (2002). Cycles phénologiques des arbres de la forêt dense sèche dans la région de Marofandilia/Morondava.
- Sousa Paiva, E. A., & Machado, S. R. (2005). Role of Intermediary Cells in *Peltodon radicans* (Lamiaceae) in the Transfer of Calcium and Formation of Calcium Oxalate Crystals. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 48(1), 147-153.
- Stewart, W. M., & Hossner, L. R. (2001). Factors affecting the ratio of cation exchange capacity to clay content in lignite overburden. *J. Environ. Qual.*(30), 1143-1149.
- Syed, S., Ahmed, Z. I., Al-Haq, M. I., Mohammad, A., & Fujii, Y. (2014). The possible role of organic acids as allelochemicals in *Tamarindus indica*L. leaves. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science*, 64(6), 511-517. doi:10.1080/09064710.2014.927525.
- Szott, L. T., Fernandes, E. C. M., & Sanchez, P. A. (1991). Soil-plant interactions in agroforestry systems. *Forest Ecology and Management*(45), 127-152.
- Tang, C., & Yu, Q. (1999). Impact of chemical composition of legume residues and initial soil pH on pH change of a soil after residue incorporation. *Plant and Soil*(215), 29-38.
- Tang, R. J., & Luan, S. (2017). Regulation of calcium and magnesium homeostasis in plants: from transporters to signaling network. *Curr Opin Plant Biol*, 39, 97-105. doi:10.1016/j.pbi.2017.06.009
- Tassin, J., Bellefontaine, R., Roger, E., & Kull, C. (2009). Evaluation préliminaire des risques d'invasion par les essences forestières introduites à Madagascar. *Bois et Forêts des Tropiques*, 299(1), 29-36.
- Tilman, D., Balzer, C., Hill, J., & Befort, B. L. (2011). Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. *Proc Natl Acad Sci U S A*, 108(50), 20260-20264. doi:10.1073/pnas.1116437108.
- Torquebiau. (2002). Les associations agroforestières et leurs multiples enjeux. *Bois et Forêts des Tropiques*, 271(1), 23-35.
- Van der Stege, C., Prehler, S., Hartl, A., & Vogl, C. R. (2011). Tamarind (*Tamarindus indica*L.) in the traditional West African diet: not just a famine food. *Fruits*, 66(3), 171-185. doi:10.1051/fruits/2011025.

- Verrecchia, E. (1990a). Litho-diagenetic implications of the calcium oxalate-carbonate biogeochemical cycle in semiarid calcretes, Nazareth, Israel. In *Microbial Sediments*, ed. R. Riding and S. M. Awramik, 68-75.
- Verrecchia, E. (1990b). Litho-diagenetic implications of the calcium oxalate-carbonate biogeochemical cycle in semi-arid calcretes, Nazareth, Israel. *Geomicrobiol J.*, 8, 87-99.
- Verrecchia, E. (2013). La bio-minéralisation carbonatée : un petit tour d'horizon dans les sols. *Bulletin BSA-VBB* (15), 13-18.
- Verrecchia, E., Braissant, O., & Cailleau, G. (2006). The oxalate-carbonate pathway in soil carbon storage: the role of fungi and oxalotrophic bacteria. In: *Fungi and biogeochemical cycles*, Gadd GM (ed). Cambridge University Press., 289-310.
- Verrecchia, E., Dumont, J. L., & Verrecchia, K. (1993). Role of calciumoxalate biomineralization by fungi in the formation of calcretes: A case study from Nazareth Israel. *Journal of Sedimentary Petrology*, 63(5), 7.
- Vitousek, P. (1984). Litterfall, nutrient cycling, and nutrient limitation in tropical forests. *Ecology*(65), 285-298.
- Vityakon, P., Meepech, S., Cadish, G., & Toomsan, B. (2000). Soil organic matter and nitrogen transformation mediated by plant residues of different qualities in sandy acid upland and paddy soils. *Netherlands Journal of Agricultural Science*(48), 75-90.
- Whittinghill, K. A., & Hobbie, S. E. (2011). Effects of pH and calcium on soil organic matter dynamics in Alaskan tundra. *Biogeochemistry*, 111(1-3), 569-581. doi:10.1007/s10533-011-9688-6.
- Wolters, V. (2000). Invertebrate control of soil organic matter stability. *Biology and Fertility of Soils*, 31(1), 1-19. doi:10.1007/s003740050618.
- Wood, P. J., & Burley, J. (1991). A tree for all reasons : The introduction and evaluation of multipurpose trees for agroforestry: International Centre for Research in Agroforestry.167p.
- WRB, I. W. G. (2015). World Reference Base for Soil Resources 2014, update 2015. International soil classification system for naming soils and creating legends for soil maps.
- Wu, C. C., & Kuo-Huang, L.-L. (1997). Calcium crystals in the leaves of some species of Moraceae *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, 38, 97-104.
- Xu, J. M., Tang, C., & Chen, Z. L. (2006). The role of plant residues in pH change of acid soils differing in initial pH. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(4), 709-719. doi:10.1016/j.soilbio.2005.06.022.
- Young, A. (1997). *Agroforestry for soil management*. Wallingford, UK: Cab International.320pp. ref 36pp.

Zech, W., Senesi, N., Guggenberger, G., Kaiser, K., Lehmann, J., Miano, T. M., Schroth, G. (1997). Factors controlling humification and mineralization of soil organic matter in the tropics. *Geoderma*(79), 117-161.

## 7. Annexes

---



## 7. Annexes

### 7.1 Glossaire

1. Allélopathie : se définit comme « tout effet direct ou indirect, positif ou négatif, d'une plante (microorganismes inclus) sur une autre par le biais de composés biochimiques libérés dans l'environnement (atmosphère et sol) » (Rice, 1984).
2. Biominéralisation : ce terme désigne l'ensemble des processus par lesquels les organismes vivants forment les minéraux (Weiner & Dove, 2003).
3. Caractéristiques dendrométriques : ces caractéristiques sont issues des principaux paramètres quantitatifs issues de l'évaluation d'un arbre et d'un peuplement.
4. Carbone organique du sol (COS) : il s'agit du carbone issu des processus de formation moléculaire par les organismes vivants du sol ; les quantités de Matière Organique (MOS) et de COS sont corrélées ; par convention, on admet que la MOS est égale à 1.727 fois la teneur en carbone organique (Stevenson, 1994, Saenger, 2014).
5. Carbone minéral : il s'agit de carbone non associé au vivant mais pouvant résulter de la dégradation de matière organique vivante ou inerte, comme par exemple le carbone du CO<sub>2</sub> atmosphérique issu de la respiration ou celui des carbonates comme le calcaire (CaCO<sub>3</sub>).
6. Capacité d'Échange Cationique (CEC) : c'est la quantité maximale de cations qu'un sol peut adsorber pour 100 g de matière sèche (Duchaufour, 2001)
7. Écosystème : il est défini comme « complexe dynamique formé de communautés de plantes, d'animaux et de microorganismes et de leur environnement non vivant qui, par leurs interactions, forment une unité fonctionnelle » (Millennium Ecosystem Assessment, 2005).
8. Efficace : ce terme est utilisé ici dans le sens de ce qui produit l'effet attendu.
9. Édaphiques : en pédologie et en écologie, édaphique se réfère à une propriété liée au sol. Les qualités édaphiques peuvent caractériser le sol lui-même, y compris le drainage, la texture ou les propriétés physico-chimiques telles que son pH.
10. Fertilité des sols : la fertilité d'un sol décrit la qualité lui permettant de fournir des éléments nutritifs en quantités adéquates et équilibrées entre elles pour assurer la croissance de plantes ou de cultures données. La qualité d'un sol a été décrite comme « sa capacité à fonctionner, dans le cadre des limites de son agroécosystème, en supportant la production biologique, en maintenant la qualité environnementale, et en favorisant la santé humaine et animale » (Doran et Parkin, 1994 ; 1999), c'est-à-dire en assurant au mieux l'ensemble des fonctions écologiques (Fardeau, 2015).

11. Lixiviation : c'est la migration, aux dépens du solum ou de certaines de ses parties, des cations, des anions ou de petites molécules solubles (Gobat et al., 2010).
12. Lessivage : c'est un entrainement mécanique de particules fines du sol. Appliqué aux argiles, on préfère à ce terme celui d'argilluviation (Gobat et al., 2010).
13. Minéralisation : formation de composés minéraux à partir de sources organiques. Par exemple la dégradation de la matière organique par les microorganismes en eau, éléments minéraux et dioxyde de carbone est une minéralisation.
14. Puits de carbone : par opposition à une source, un puits de carbone se définit comme un réservoir de carbone (un océan ou un écosystème par exemple) qui, pendant une période donnée, absorbe globalement plus de carbone qu'il n'en rejette.
15. Optimal : optimal se dit de l'état le plus favorable.
16. Stabilisation de la matière organique : la stabilisation de la matière organique du sol est définie comme l'ensemble des mécanismes qui protègent la MOS de sa dégradation par les microorganismes (c.à.d. de la minéralisation) (Sollins et al., 1996).
17. Séquestration de carbone : le prélèvement du dioxyde de carbone de l'atmosphère par un renforcement naturel des processus d'absorption et le stockage du carbone à long terme dans la végétation et les sols forme un système de séquestration de carbone. La séquestration du carbone peut être faite en fixant plus de carbone dans les plantes par la photosynthèse, en augmentant la productivité de la biomasse végétale (biomasse par unité de surface), en réduisant la décomposition de la matière organique du sol, et en augmentant les superficies de terres couvertes par des systèmes séquestrants » (Jacobs, 1999).
18. Weddelite : c'est un minéral composé d'oxalate de calcium dihydraté de formule  $\text{Ca}(\text{C}_2\text{O}_4) \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$ .
19. Whewellite : c'est un minéral composé d'oxalate de calcium monohydraté de formule  $\text{Ca}(\text{C}_2\text{O}_4) \cdot \text{H}_2\text{O}$ . C'est la forme minéralogique la plus commune chez les plantes (Braissant, 2005).

## 7.2 Diamètre espèces identifiées, Dosage calcaire total et pH

## 7.2.1 Majunga et Sakaraha

Site	Especies	DHP(cm)	Distance (m)	Prof (cm)	CaCO <sub>3</sub> (g/kg)	pH
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	0	-25	0.2	7.3
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	0	-15	0.1	7.5
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	0	-5	2.7	7.5
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	0	-25	0.1	7.2
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	0	-15	0.1	7.4
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	0	-5	59.2	9.4
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	0	-25	3.9	7.5
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	0	-15	4.8	8.0
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	0	-5	74.8	8.5
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	0	-25	4.4	8.1
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	0	-15	4.8	8.2
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	0	-5	78.8	8.6
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	5	-25	0	7.1
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	5	-15	0	7.3
Majunga	<i>Antidesma petiolare</i>	15	5	-5	2.7	7.3
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	5	-25	0	7.1
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	5	-15	0	7.3
Majunga	<i>Ficus sycomorus</i>	90	5	-5	0	7.7
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	5	-25	0.2	7.4
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	5	-15	0.1	7.4
Majunga	<i>Tamarindus indica 1</i>	115	5	-5	1.1	7.5
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	5	-25	0	7.6
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	5	-15	0.3	7.5
Majunga	<i>Tamarindus indica 2</i>	105	5	-5	3.8	7.1
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	0	-25	2.4	7.7
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	0	-15	3.4	7.7
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	0	-5	5.3	7.7
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	0	-25	1.9	6.6
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	0	-15	4.7	6.6
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	0	-5	1.9	7.2
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	0	-25	11.4	7.5
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	0	-15	13.8	7.5
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	0	-5	14.9	7.9
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	0	-25	10.6	7.2
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	0	-15	12.8	7.5
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	0	-5	12.2	7.5
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	0	-25	1	7.2
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	0	-15	1.5	7.2
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	0	-5	2.1	7.2
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	5	-25	0.1	7.2
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	5	-15	0.1	7.2
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 1</i>	40	5	-5	0.3	7.2
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	5	-25	0	6.6
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	5	-15	0	6.6
Sakaraha	<i>Casuarina cunninghamiana 2</i>	25	5	-5	0	6.6
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	5	-25	0.5	6.8
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	5	-15	0.5	6.8
Sakaraha	<i>Ficus polita 1</i>	110	5	-5	0.1	6.8
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	5	-25	0.1	6.8
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	5	-15	0.1	6.8
Sakaraha	<i>Ficus polita 2</i>	90	5	-5	0	7.2
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	5	-25	0.1	6.6
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	5	-15	0.1	6.6
Sakaraha	<i>Ficus sycomorus</i>	40	5	-5	0.1	6.6

## 7.2.2 Morondava

Site	Especies	DHP(cm)	Distance (m)	Prof (cm)	CaCO <sub>3</sub> (g/kg)	pH
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	0	-25	1.6	7.2
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	0	-15	1.9	7.2
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	0	-5	7.7	7.2
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	0	-25	1.9	7.7
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	0	-15	9.2	8.3
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	0	-5	90.2	8.1
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	0	-25	1.9	7.7
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	0	-15	8.8	7.7
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	0	-5	98.7	8.2
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	0	-25	2	6.1
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	0	-15	2	7.2
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	0	-5	3.4	6.6
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	0	-25	1.5	6.8
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	0	-15	2.5	7.1
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	0	-5	12.7	7.1
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	0	-25	22.6	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	0	-15	3.5	7.9
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	0	-5	17.1	8.2
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	0	-25	3	7.9
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	0	-15	6	8.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	0	-5	19	8.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	0	-25	8.8	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	0	-15	19.5	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	0	-5	36.9	8.2
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	5	-25	0	7.2
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	5	-15	0	7.2
Morondava	<i>Ficus sycomorus</i>	120	5	-5	0.1	7.2
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	5	-25	0	6.8
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	5	-15	0.1	7.2
Morondava	<i>Tamarindus indica 1</i>	80	5	-5	0.1	7.7
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	5	-25	0	6.8
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	5	-15	0	7.1
Morondava	<i>Tamarindus indica 2</i>	65	5	-5	0	7.4
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	5	-25	0.1	6.1
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	5	-15	0	6.6
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 1</i>	35	5	-5	0.1	6.1
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	5	-25	0.1	6.8
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	5	-15	0.2	7.1
Morondava	<i>Casuarina equisetifolia 2</i>	55	5	-5	0	6.8
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	5	-25	0	6.8
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	5	-15	0	7.1
Morondava	<i>Ceiba pentadra 1</i>	120	5	-5	0.2	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	5	-25	0	6.8
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	5	-15	0	7.2
Morondava	<i>Ceiba pentadra 2</i>	180	5	-5	0	7.2
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	5	-25	0	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	5	-15	0	7.5
Morondava	<i>Ceiba pentadra 3</i>	150	5	-5	0	7.5

## 7.3 Données physico-chimiques des échantillons du sols.

## 7.3.1 Site 1

Arbre	Sample	Horizon	Depth	Contrôle	pH	DeltapH	DHP	Argiles (%)	Limons (%)	Sables (%)	Phyllosilicates (%)	Quartz (%)	FeldspathK (%)	PlagioclaseNa (%)	Calcite (%)	Hematite (%)
1	111	Ah	-2.5	non	7.9	0.43	70	2.97	11.98	85.04	28.04	13.66	6.61	21.40	0.45	0.52
1	112	Ah	-7.5	non	8.0	0.48	70	5.11	21.89	73.00	26.43	49.89	12.56	2.70	0.64	0.00
1	113	A	-12.5	non	8.0	0.54	70	4.69	18.80	76.51	21.56	49.55	17.04	9.33	0.75	0.00
1	121	Ah	-2.5	non	7.8	0.39	70	5.24	20.79	73.97	13.51	37.87	27.55	14.63	0.54	0.00
1	122	A	-7.5	non	7.9	0.44	70	4.76	19.02	76.22	15.39	63.17	13.54	5.11	0.50	0.75
1	123	A	-12.5	non	7.9	0.51	70	4.61	20.58	74.81	16.92	36.32	35.14	7.69	0.21	0.27
1	131	Ah	-2.5	non	7.5	0.11	70	4.87	22.24	72.89	12.55	38.24	14.79	26.29	1.07	0.37
1	132	Ah	-7.5	non	7.7	0.22	70	4.49	20.31	75.20						
1	133	Ae	-12.5	non	8.0	0.52	70	5.35	21.64	73.01						
1	141	A	-2.5	oui	7.4	0	70	5.27	22.38	72.35	11.75	34.44	15.12	5.76	0.19	0.25
1	142	A	-7.5	oui	7.5	0	70	3.98	20.78	75.24	15.88	54.22	14.43	6.13	0.35	0.30
1	143	A	-12.5	oui	7.4	0	70	5.71	22.41	71.88	18.55	46.18	16.89	8.67	0.24	0.26
2	211	Ah	-2.5	non	7.8	0.55	90	4.60	18.82	76.59	15.17	44.30	7.57	27.00	2.30	0.09
2	212	Ah	-7.5	non	8.1	1.34	90	4.67	19.13	76.21	16.02	57.00	11.56	4.78	0.00	0.08
2	213	A	-12.5	non	7.8	1.34	90	5.58	20.10	74.31	9.34	28.32	29.02	25.02	1.12	0.00
2	221	Ah	-2.5	non	7.6	0.32	90	7.04	26.19	66.77	9.33	33.96	22.56	27.00	2.55	0.05
2	222	Ah	-7.5	non	7.9	1.16	90	5.88	25.19	68.93	14.78	27.04	3.89	42.56	3.01	0.19
2	223	A	-12.5	non	7.9	0.71	90	4.73	20.34	74.93	9.17	65.20	15.23	5.66	0.83	0.25
2	231	Ah	-2.5	non	7.7	0.49	90	4.59	18.93	76.47	13.67	32.12	7.45	35.22	2.47	0.25
2	232	Ah	-7.5	non	7.9	1.14	90	5.66	22.86	71.48	27.99	9.45	19.76	4.77	2.65	0.42
2	233	A	-12.5	non	8.0	0.81	90	6.08	22.69	71.23	29.45	40.61	10.03	10.84	1.10	0.42
2	241	A	-2.5	oui	7.2	0	90	2.93	13.35	83.72	8.72	69.54	4.90	12.55	0.17	0.23
2	242	A	-7.5	oui	6.7	0	90	1.96	8.62	89.42	7.1	73.20	3.54	9.36	0.13	0.00
2	243	Ae	-12.5	oui	7.2	0	90	1.90	8.23	89.87	17.57	66.90	11.40	1.41	0.19	0.25
3	311	Ah	-2.5	non	7.8	0.44	85	5.60	20.36	74.04	13.66	58.02	2.45	12.56	5.45	0.00
3	312	Ah	-7.5	non	7.9	0.53	85	6.48	21.65	71.87	13.67	53.67	22.37	1.87	2.79	0.24
3	313	Ah	-12.5	non	8.0	0.82	85	6.90	23.09	70.01	12.54	47.82	16.78	3.67	4.24	0.32
3	321	Ah	-2.5	non	7.8	0.4	85	5.13	19.25	75.61	19.54	48.98	2.76	11.75	11.43	0.29
3	322	A	-7.5	non	8.2	0.83	85	6.02	18.76	75.22	22.67	57.02	3.16	1.13	6.73	0.59
3	323	A	-12.5	non	8.1	0.97	85	5.63	20.26	74.10	10.56	45.12	31.44	4.65	4.51	0.24
3	331	Ah	-2.5	non	8.1	0.7	85	10.20	31.12	58.68	29.1	33.12	21.22	3.22	5.12	0.39
3	332	Ah	-7.5	non	8.1	0.75	85	18.47	33.59	47.94	29.55	47.00	11.51	1.09	3.22	0.37
3	333	Ah	-12.5	non	8.2	1.09	85	14.25	30.86	54.89	26.03	25.33	32.55	4.52	2.53	0.37
3	341	A	-2.5	oui	7.4	0	85	4.89	19.28	75.83	10.56	74.89	10.08	0.00	0.11	0.38
3	342	Ae	-7.5	oui	7.4	0	85	4.68	16.44	78.88	10.77	78.03	5.30	1.18	0.25	0.38
3	343	Ae	-12.5	oui	7.1	0	85	4.88	16.19	78.93	19.23	66.05	5.68	5.64	0.05	

## 7.3.2 Site 2

Arbre	Sample	Horizon	Depth	Contrôle	pH	DeltapH	DHP	Argiles (%)	Limons (%)	Sables (%)	Phyllosilicates (%)	Quartz (%)	FeldspathK (%)	PlagioclaseNa (%)	Calcite (%)	Hematite (%)
4	411	Ah	-2.5	non	7.9	1.24	70		25.31	68.30		21.45	48.55	16.90	0.00	4.98
4	412	Ah	-7.5	non	8.1	1.34	70	7.94	28.14	63.92	11.6	21.98	7.47	48.97	2.10	0.00
4	413	Ae	-12.5	non	8.2	1.24	70	6.50	24.20	69.30		18.70	56.17	11.70	6.79	1.06
4	421	Ah	-2.5	non	7.9	1.26	70	6.42	22.73	70.85	10.59	57.02	10.29	17.98	0.86	0.00
4	422	Ah	-7.5	non	8.1	1.33	70	7.05	25.02	67.92	23.67	37.93	18.29	1.22	0.52	0.22
4	423	Ae	-12.5	non	8.3	1.36	70	7.21	27.10	65.69	17.27	66.77	7.08	1.15	1.52	0.39
4	431	Ah	-2.5	non	7.5	0.86	70	6.02	22.47	71.52	15.45	40.10	14.23	22.04	0.57	0.28
4	432	Ah	-7.5	non	8.0	1.2	70	6.98	23.13	69.88	15.34	63.02	9.81	0.00	2.89	0.10
4	433	Ah	-12.5	non	8.0	1.08	70	7.12	26.72	66.16	12.99	74.19	4.89	1.12	0.71	0.27
4	441	A	-2.5	oui	6.7	0	70	5.05	20.85	74.10	8.12	25.12	34.83	29.04	0.14	0.00
4	442	Ae	-7.5	oui	6.8	0	70	6.87	26.92	66.20	18.67	48.93	20.87	5.05	0.18	0.45
4	443	Ae	-12.5	oui	7.0	0	70	7.58	27.14	65.28	13.67	64.05	13.67	0.55	0.19	0.27
5	511	Ah	-2.5	non	7.6	0.96	85	8.82	29.52	61.66	17.05	52.56	12.86	10.74	0.56	0.00
5	512	A	-7.5	non	7.8	1.16	85	5.78	22.54	71.67	31.56	40.33	12.56	3.45	0.34	0.54
5	513	A	-12.5	non	7.4	0.65	85	4.59	20.94	74.47	24.67	50.55	7.03	3.00	0.37	0.24
5	521	Ah	-2.5	non	7.9	1.28	85	8.78	30.33	60.90	20.39	70.43	3.04	1.61	0.42	0.31
5	522	A	-7.5	non	7.9	1.16	85	5.36	19.62	75.02	24.05	61.45	6.34	2.44	0.56	0.29
5	523	A	-12.5	non	8.0	0.15	85	8.93	31.18	59.89	19.13	55.94	5.73	14.88	0.15	0.08
5	531	Ah	-2.5	non	7.9	1.34	85	10.75	38.63	50.62	25.77	58.43	4.27	4.68	0.28	0.08
5	532	Ah	-7.5	non	7.8	1.09	85	8.24	30.33	61.43	26.58	50.78	4.23	8.21	3.56	0.42
5	533	Ah	-12.5	non	7.9	1.17	85	8.18	25.28	66.54	23.56	65.20	2.75	1.13	1.58	0.32
5	541	A	-2.5	oui	6.6	0	85	7.33	29.55	63.12	25.78	55.12	10.67	0.00	0.27	1.03
5	542	A	-7.5	oui	6.7	0	85	6.52	27.01	66.47	23.56	58.10	11.45	0.88	0.84	0.42
5	543	Ae	-12.5	oui	6.8	0	85	7.27	28.75	63.99	19.23	71.58	4.34	2.04	0.32	0.42
6	611	Ah	-2.5	non	7.8	1.13	75	6.85	25.86	67.30	25.56	48.56	7.56	2.67	1.67	0.00
6	612	Ah	-7.5	non	7.9	1.28	75	7.23	27.49	65.28	18.23	67.53	3.59	5.44	0.29	0.38
6	613	A	-12.5	non	7.9	1.24	75	7.25	26.86	65.89						
6	621	Ah	-2.5	non	7.8	1.14	75	7.00	26.20	66.80						
6	622	A	-7.5	non	7.9	1.24	75	6.96	26.15	66.89	21.56	63.17	9.05	1.45	0.43	0.84
6	623	A	-12.5	non	7.9	1.27	75	7.05	26.94	66.00	20.45	57.87	11.24	3.05	1.63	0.24
6	631	A	-2.5	non	7.8	1.06	75	6.63	25.28	68.09	23.5	61.13	8.20	1.99	0.88	0.35
6	632	A	-7.5	non	7.8	1.15	75	7.16	25.80	67.04	42.54	45.18	4.67	2.54	0.35	0.00
6	633	A	-12.5	non	7.8	1.15	75	6.29	24.06	69.64	15.98	73.16	6.03	0.49	0.33	0.00
6	641	A	-2.5	oui	6.7	0	75	7.10	26.32	66.58	17.68	64.02	9.98	3.02	0.27	0.05
6	642	A	-7.5	oui	6.7	0	75	8.22	31.35	60.43	28.03	51.54	10.24	1.05	0.36	0.16
6	643	A	-12.5	oui	6.7	0	75	8.01	31.48	60.51	26.53	47.12	21.83	1.49	0.39	0.45

## 7.3.3 Site 3

Arbre	Sample	Horizon	Depth	Contrôle	pH	DeltapH	DHP	Argiles (%)	Limons (%)	Sables (%)	Phyllosilicates (%)	Quartz (%)	FeldspathK (%)	PlagioclaseNa (%)	Calcite (%)	Hematite (%)
7	711	Ah	-2.5	non	7.9	1.8	80	6.67	31.93	61.40	11.56	64.00	14.06	4.20	2.97	0.00
7	712	A	-7.5	non	8.1	1.97	80	6.54	24.76	68.70	21.33	42.59	20.89	4.12	3.21	0.00
7	713	A	-12.5	non	8.3	2.28	80	8.32	35.34	56.34	29.60	27.45	32.51	19.84	1.24	0.00
7	721	Ah	-2.5	non	7.9	2.13	80	7.63	33.77	58.60	29.60	27.45	32.51	4.20	6.23	0.00
7	722	A	-7.5	non	8.2	1.75	80	8.05	34.54	57.41	17.56	60.34	7.32	4.12	1.56	0.00
7	723	A	-12.5	non	8.4	2.22	80	9.00	38.12	52.88	15.78	46.81	10.45	19.84	0.52	0.00
7	731	Ah	-2.5	non	7.6	1.54	80	8.83	33.42	57.75	10.23	52.67	25.60	7.12	5.67	0.00
7	732	Ah	-7.5	non	7.9	1.79	80	5.30	24.12	70.58	10.41	56.12	24.19	2.90	2.26	0.00
7	733	A	-12.5	non	8.1	2.13	80	6.38	28.86	64.76	11.44	41.07	32.56	10.43	0.82	0.00
7	741	A	-2.5	oui	6.1	0	80	8.00	36.03	55.98	12.67	76.10	6.34	2.31	0.43	0.00
7	742	Ae	-7.5	oui	6.5	0	80	6.80	31.47	61.73	5.43	67.02	21.54	2.23	0.17	0.00
7	743	Ae	-12.5	oui	5.7	0	80	7.21	28.94	63.85	9.16	50.83	19.54	15.82	0.13	0.00
8	811	Ah	-2.5	non	7.9	1.8	80	7.57	34.59	57.84	25.33	33.12	12.44	12.45	0.41	0.00
8	812	A	-7.5	non	8.1	1.97	80	8.66	39.08	52.26	21.44	40.22	20.56	8.54	0.26	0.00
8	813	A	-12.5	non	8.3	2.28	80	9.95	44.65	45.40	31.74	27.30	15.00	19.17	0.36	0.00
8	821	Ah	-2.5	non	8.2	2.13	80	10.15	40.28	49.57	22.56	12.56	12.43	34.11	2.19	0.00
8	822	A	-7.5	non	7.9	1.75	80	8.64	39.33	52.03	16.7	35.58	17.62	21.44	0.73	0.00
8	823	A	-12.5	non	8.2	2.22	80	8.53	39.32	52.15	20.55	25.50	17.31	23.75	0.56	0.00
8	831	Ah	-2.5	non	7.6	1.54	80	7.53	33.53	58.94	22.65	18.33	36.12	19.29	0.75	0.00
8	832	Ah	-7.5	non	7.9	1.79	80	6.60	32.31	61.09						
8	833	A	-12.5	non	8.1	2.13	80	8.09	36.71	55.20	12.44	33.56	37.43	7.05	0.66	0.00
8	841	A	-2.5	oui	5.9	0	80	5.97	26.64	67.39	7.09	42.13	26.55	19.88	0.41	0.00
8	842	Ae	-7.5	oui	5.7	0	80	7.81	31.82	60.37	11.52	39.25	31.43	11.37	0.00	0.00
8	843	Ae	-12.5	oui	5.7	0	80	6.75	27.19	66.06	10.44	27.81	24.54	31.93	0.00	0.00
9	911	Ah	-2.5	non	7.7	0.88	65	8.15	28.00	63.85	15.07	52.33	21.88	4.58	2.37	0.00
9	912	Ah	-7.5	non	7.8	0.79	65	8.05	28.38	63.57	6.63	52.55	23.84	12.99	0.65	0.00
9	913	Ah	-12.5	non	7.6	1.17	65	7.66	29.09	63.25	11.9	30.03	34.90	16.12	0.00	0.00
9	921	Ah	-2.5	non	7.9	1.02	65	6.23	29.66	64.11	20.33	21.56	36.94	17.02	0.00	0.00
9	922	Ah	-7.5	non	8.1	1.13	65	6.61	29.97	63.42	17.34	19.04	22.55	25.88	0.00	0.00
9	923	Ah	-12.5	non	7.7	1.23	65	5.75	28.38	65.87	17.13	13.30	34.11	29.03	0.00	0.24
9	931	Ah	-2.5	non	7.8	0.91	65	7.01	28.12	64.87	21.45	24.22	19.23	22.77	0.00	0.29
9	932	A	-7.5	non	7.9	0.98	65	7.34	26.69	65.97	12.14	47.99	19.79	17.89	0.00	0.00
9	933	A	-12.5	non	7.8	1.4	65	5.40	21.74	72.86	10.56	43.17	28.47	9.32	0.00	0.00
9	941	Ah	-2.5	oui	5.8	0	65	4.47	19.66	75.86	5.09	67.92	4.22	6.22	0.00	0.00
9	942	A	-7.5	oui	5.8	0	65	4.19	20.62	75.19	5.09	67.92	4.22	6.22	0.00	0.00
9	943	Ae	-12.5	oui	5.6	0	65	3.83	17.39	78.78	15.32	21.33	17.53	32.44	0.00	0.00

## 7.3.4 Site 4

Arbre	Sample	Horizon	Depth	Contrôle	pH	DeltapH	DHP	Argiles (%)	Limons (%)	Sables (%)	Phyllosilicates (%)	Quartz (%)	FeldspathK (%)	PlagioclaseNa (%)	Calcite (%)	Hematite (%)
10	1011	Ah	-2.5	non	7.9	1.32	75	7.19	28.67	64.14	21.44	26.31	10.56	23.65	0.00	0.00
10	1012	Ah	-7.5	non	8.0	1.5	75	6.72	28.28	65.00	13.56	33.56	24.12	27.08	0.00	0.00
10	1013	A	-12.5	non	8.4	1.67	75	5.14	25.63	69.23	12.64	30.54	28.33	12.43	0.00	0.00
10	1021	Ah	-2.5	non	7.8	1.28	75	7.62	24.66	67.72						
10	1022	Ah	-7.5	non	8.1	1.62	75	6.25	25.30	68.45	38.94	23.11	17.66	9.83	0.00	0.00
10	1023	A	-12.5	non	7.8	1.06	75	5.71	25.10	69.19						
10	1031	Ah	-2.5	non	7.8	1.23	75	5.88	27.39	66.73	16.2	26.43	23.45	28.22	0.63	0.00
10	1032	Ah	-7.5	non	7.9	1.41	75	7.07	30.40	62.53	9.34	53.12	25.75	8.05	0.47	0.00
10	1033	Ah	-12.5	non	7.9	1.12	75	4.82	23.85	71.33	15.54	24.34	16.74	41.51	0.47	0.00
10	1041	Ah	-2.5	oui	6.6	0	75	6.28	29.41	64.31	10.31	61.73	9.09	14.88	0.00	0.00
10	1042	A	-7.5	oui	6.8	0	75	5.50	26.71	67.79						
10	1043	A	-12.5	oui	7.0	0	75	6.14	28.73	65.12						
11	1111	Ah	-2.5	non	8.2	1.38	75	9.09	33.52	57.39	29.76	23.54	35.09	5.32	2.11	0.00
11	1112	Ah	-7.5	non	8.2	1.78	75	11.15	33.59	55.26	15.13	41.82	17.52	21.39	1.79	0.00
11	1113	Ah	-12.5	non	8.2	1.22	75	9.68	33.65	56.67	25.33	23.43	15.34	25.33	2.45	0.00
11	1121	Ah	-2.5	non	8.3	1.46	75	12.20	32.30	55.50	25.22	18.90	14.12	26.41	5.47	0.43
11	1122	A	-7.5	non	8.2	1.8	75	10.11	31.84	58.05	18.3	27.66	28.30	10.55	5.50	0.00
11	1123	A	-12.5	non	8.4	1.47	75	7.48	34.96	57.56	11.26	45.23	32.12	4.33	1.03	0.00
11	1131	Ah	-2.5	non	7.7	0.85	75									
11	1132	Ah	-7.5	non	8.0	1.59	75									
11	1133	A	-12.5	non	8.2	1.21	75	7.52	22.14	70.33	10.56	43.17	28.47	9.32	0.79	0.00
11	1141	Ah	-2.5	oui	6.8	0	75	6.94	37.29	55.77	16.9	25.33	36.06	15.93	0.00	0.00
11	1142	A	-7.5	oui	7.0	0	75	4.35	23.08	72.56	18.2	30.34	16.33	20.22	0.00	0.00
11	1143	A	-12.5	oui	6.8	0	75	5.85	26.46	67.68	9.53	44.34	30.56	12.47	0.00	0.00
12	1211	Ah	-2.5	non	8.1	1.7	50	3.64	20.89	75.47	17.61	44.32	26.74	2.96	1.12	0.00
12	1212	Ah	-7.5	non	7.9	0.79	50	4.96	21.96	73.08	11.7	17.93	23.08	34.23	0.65	0.00
12	1213	A	-12.5	non	6.7	0.45	50	8.47	24.23	67.30	18.15	40.56	32.39	2.79	0.79	0.00
12	1221	Ah	-2.5	non	7.7	1.87	50	5.00	20.79	74.21						
12	1222	Ah	-7.5	non	7.8	1.51	50	5.64	21.02	73.34	17.73	37.76	32.12	4.69	0.00	0.00
12	1223	A	-12.5	non	7.7	1.35	50	5.27	21.51	73.22	17.73	37.76	32.12	4.69	0.00	0.00
12	1231	Ah	-2.5	non	7.6	2.02	50	6.91	24.55	68.54	9.19	55.22	30.12	3.04	0.00	0.00
12	1232	Ah	-7.5	non	7.8	1.42	50	8.04	26.80	65.16	16.34	51.34	12.44	3.94	2.12	0.00
12	1233	Ah	-12.5	non	7.7	0.92	50	6.41	27.01	66.58	15.31	25.70	29.75	9.72	0.00	0.00
12	1241	Ah	-2.5	oui	6.8	0	50	3.00	14.54	82.46	13.22	46.22	17.56	10.44	2.41	0.00
12	1242	A	-7.5	oui	6.5	0	50	6.09	29.51	64.40	9.37	59.22	24.62	3.60	0.00	0.00
12	1243	A	-12.5	oui	6.1	0	50	4.67	21.02	74.31	15.33	44.33	15.33	5.33	0.00	0.00



## 7.4 Données de pyrolyse Rock Eval

## 7.4.1 Sols sous savane

Num	Pays	Site	Végétation	Sol	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (%)	IO (mg)	IH (mg)	R	I
NYA035	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.07	0.22	0.3		442	138	0.70	-0.08
FCV008	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.1	0.31	0.41	0.1	451	149	0.72	0.13
LOP015	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	A	0.17	0.31	0.47	0.14	317	308	0.78	-0.15
FCV007	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.11	0.53	0.65	0.11	321	102	0.71	0.16
FCV006	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.15	0.87	1.02	0.13	242	93	0.72	0.14
NYA036	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.23	0.92	1.15		125	177	0.68	0.04
NYA042	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.36	0.83	1.19		343	190	0.76	-0.15
NYA041	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.35	0.96	1.31		315	170	0.72	-0.07
FCV004	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.16	1.16	1.32	0.12	183	87	0.68	0.17
NYA003	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.36	1.1	1.46		313	162	0.69	-0.02
FCV003	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.22	1.35	1.57	0.14	173	108	0.70	0.14
FCV005	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.24	1.36	1.59	0.17	193	112	0.63	0.15
LOP005	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	A	0.34	1.28	1.61	0.16	171	192	0.57	0.19
NYA050	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.39	1.29	1.68		234	162	0.69	-0.02
LOP003	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	A	0.54	1.35	1.9	0.17	193	280	0.61	0.09
NYA040	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.46	1.51	1.97		242	158	0.69	-0.04
LOP004	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	A	0.52	1.53	2.05	0.16	170	248	0.59	0.13
NYA034	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.49	1.61	2.1		177	202	0.60	0.14
FCV002	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.31	1.84	2.15	0.16	153	125	0.70	0.09
NYA049	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.51	1.72	2.23		203	168	0.63	0.07
FCV001	Gabon	Haut Ogooue	Savane	Ferralsol	A	0.41	2.14	2.55	0.18	150	142	0.64	0.10
NYA063	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.49	2.38	2.87		140	134	0.63	0.11
NYA002	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.54	2.46	3		200	124	0.67	0.02
NYA001	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	A	0.61	2.75	3.36		193	132	0.67	0.00
LOP010	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	Ah	0.42	1.13	1.55	0.13	170	272	0.56	0.25
LOP009	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	Ah	0.39	1.27	1.66	0.17	182	225	0.50	0.34
LOP011	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	Ah	0.61	1.72	2.34	0.2	174	258	0.44	0.41
LOP002	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	Ah	0.77	1.95	2.72	0.21	179	279	0.36	0.51
NYA062	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	Ah	0.59	3.04	3.63		134	122	0.53	0.26
NYA033	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	Ah	0.85	2.85	3.7		211	185	0.57	0.16
LOP001	Gabon	Ogooue Ivindo	Savane	Ferralsol	Ah	1.69	2.62	4.31	0.21	170	415	0.30	0.63
NYA048	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	Ah	1.11	4.21	5.32		133	171	0.54	0.23
NYA004	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	Ah	1.09	4.59	5.68		156	155	0.62	0.10
NYA061	Gabon	Nyanga	Savane	Ferralsol	Ah	1.08	4.64	5.72		118	161	0.57	0.21

## 7.4.2 Sols sous forêt

Num	Pays	Site	Végétation	Sol	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (%)	IO (mg)	IH (mg)	R	I
NYA053	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.14	0.43	0.57		216	195	0.63	0.05
NYA038	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.19	0.54	0.73		299	169	0.56	0.16
NYA056	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.16	0.62	0.78		237	144	0.58	0.14
NYA055	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.2	0.76	0.95		230	146	0.59	0.11
NYA032	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.24	0.76	1		297	149	0.66	-0.02
NYA031	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	1.05	0	1.05		655	823	0.59	0.11
NYA022	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.24	0.83	1.07		284	133	0.65	0.03
NYA054	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.27	0.84	1.11		228	190	0.54	0.19
LOPo20	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.33	0.83	1.16	0.1	265	251	0.56	0.2
NYA011	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.36	1.28	1.64		227	151	0.74	-0.12
NYA047	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.37	1.4	1.77		205	146	0.69	-0.04
IPA009	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.33	1.68	2.01	0.3	253	112	0.60	0.11
NYA010	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.26	1.75	2.01		125	81	0.65	0.11
IPA006	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.48	1.55	2.03	0.4	380	159	0.61	0.05
LOPo28	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.47	1.72	2.19	0.2	240	180	0.53	0.22
NYA018	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.31	1.98	2.29		138	86	0.68	0.01
NYA046	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.44	1.86	2.3		151	142	0.66	0.02
NYA052	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.63	1.69	2.32		216	236	0.57	0.17
IPA003	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.6	1.83	2.43	0.5	363	179	0.59	0.06
NYA017	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.39	2.06	2.45		117	122	0.72	-0.1
IPA008	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.4	2.21	2.61	0.3	236	106	0.61	0.1
NYA058	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.73	2.09	2.82		213	213	0.63	0.07
IPA002	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.74	2.48	3.23	0.5	317	173	0.59	0.08
IPA005	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A	0.72	2.63	3.35	0.4	271	168	0.62	0.03
NYA057	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.9	2.47	3.37		217	223	0.61	0.08
NYA016	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	0.91	3.05	3.96		124	201	0.73	-0.1
NYA060	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	1.13	3.24	4.37		214	212	0.61	0.08
NYA015	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	1.32	4.34	5.66		158	189	0.66	0.01
NYA009	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	A	1.26	6.06	7.32		125	135	0.69	-0.01
IPA010	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	A							0.60	0.1
LOPo27	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	Ah	0.52	1.95	2.47	0.2	217	181	0.48	0.3
IPA007	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	Ah	1.11	4.5	5.61	0.5	194	174	0.52	0.24
NYA008	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OF	4.39	8.93	13.3		137	320	0.49	0.29
NYA007	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OF	6.93	9.96	16.9		145	415	0.46	0.35
NYA014	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OF	6.14	11.7	17.8		133	333	0.43	0.37
NYA020	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OF	5.8	12.84	18.6		148	294	0.47	0.32
LOPo19	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	OH	1.17	3.24	4.41	0.3	211	248	0.39	0.44
LOPo26	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	OH	1.28	3.98	5.26	0.3	211	223	0.47	0.33
NYA045	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	1.82	6.36	8.18		162	173	0.57	0.18
IPA001	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	OH	1.81	6.49	8.29	0.7	238	183	0.55	0.16
NYA021	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	3.31	9.21	12.5		161	230	0.53	0.22
NYA030	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	4.82	8.61	13.4		128	350	0.38	0.45
NYA051	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	4.52	9.15	13.7		201	313	0.51	0.28
NYA037	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	4.88	9.19	14.1		191	329	0.45	0.36
IPA004	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	OH	3.41	11.39	14.8	0.8	200	211	0.55	0.13
NYA059	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OH	11.2	12.74	24		159	489	0.35	0.51
NYA043	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	7.22	14.66	21.9		143	311	0.43	0.36
NYA013	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	8.66	14.4	23.1		194	348	0.47	0.37
NYA044	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	10.9	14.79	25.7		201	401	0.48	0.32
NYA012	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	14.1	20.63	34.7		122	412	0.43	0.4
NYA019	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	17.8	19.83	37.7		122	491	0.45	0.37
NYA006	Gabon	Nyanga	Foret	Ferralsol	OL	22.1	16.25	38.4		126	614	0.48	0.32
LOPo18	Gabon	Ogooue Ivindo	Foret	Ferralsol	OL	11.2	29.53	40.7	1.5	189	267	0.41	0.42

7.4.3 Sols influencés et distants de *Milicia excelsa* (Iroko)

Num	Pays	Site	Vegetation	Obs	Sol	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (%)	IO (mg)	IH (mg)	R	I
CAM031	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	Ah	1.00	3.20	4.20	0.78	340	176	0.56	0.18
CAM059	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	VOC	Ferralsol	Ah	0.93	3.70	4.63	1.00	275	151	0.63	0.08
CAM036	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	VOC	Ferralsol	Ah	1.46	4.19	5.65	1.18	365	190	0.63	0.09
CAM021	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	VOC	Ferralsol	Ah	1.55	4.43	5.98	2.21	504	146	0.61	0.14
CAM032	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	Ah	1.26	4.89	6.16	0.95	305	147	0.59	0.15
CAM058	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.19	5.08	6.28	1.23	262	143	0.60	0.14
CAM057	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.42	5.80	7.22	1.19	262	150	0.60	0.15
CAM022	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.66	5.65	7.31	3.12	380	148	0.62	0.14
CAM048	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.79	6.79	8.58	1.40	267	164	0.50	0.25
CAM056	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.76	7.12	8.88	1.38	252	157	0.56	0.20
CAM037	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	1.93	7.50	9.43	1.54	313	144	0.62	0.12
CAM024	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	2.14	8.25	10.39	3.44	246	167	0.52	0.31
CAM039	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	Ah	2.36	8.74	11.10	1.36	272	166	0.53	0.26
CAM050	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OF	14.53	16.7	31.27	2.54	204	489	0.37	0.51
CAM051	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OH	0.02	0.07	0.09	0.05	882	12	0.26	0.67
CAM033	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OH	0.44	1.42	1.86	0.18	235	209	0.40	0.42
CAM045	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OH	1.04	3.12	4.17	0.48	180	243	0.37	0.44
CAM030	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OH	1.28	3.65	4.93	0.46	215	242	0.40	0.43
CAM034	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Ferralsol	OH	1.16	3.89	5.05	0.42	227	202	0.47	0.33
CAM055	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	9.64	0.00	9.64	1.30	545	1022	0.34	0.54
CAM038	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	2.16	7.49	9.65	1.12	251	187	0.46	0.37
CAM035	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	3.44	9.03	12.47	1.11	193	269	0.32	0.56
CAM046	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	2.72	9.86	12.58	2.33	182	201	0.39	0.48
CAM020	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	2.77	9.93	12.70	4.11	215	192	0.45	0.42
CAM047	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	2.74	11.5	14.19	3.22	189	170	0.41	0.45
CAM023	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OH	3.68	16.2	19.90	3.70	186	161	0.44	0.42
CAM053	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OL	16.2	24.8	41.0	2.15	168	420	0.42	0.39
CAM054	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Ferralsol	OL	17.35	23.71	41.07	1.84	152	457	0.41	0.38
CAM052	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	A	0.06	0.26	0.32	0.09	332	126	0.61	0.05
CAM026	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	Ah	1.95	4.81	6.76	1.08	316	242	0.60	0.16
CAM027	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	Ah	2.52	7.70	10.22	1.30	284	204	0.57	0.22
CAM025	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	OH	0.64	1.52	2.15	0.21	216	285	0.40	0.43
CAM028	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	OH	0.73	2.01	2.75	0.27	230	246	0.41	0.43
CAM029	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle	Redoxisol	OH	1.95	5.84	7.79	0.66	247	220	0.47	0.37
CAM041	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Reductisol	Ah	1.55	5.04	6.59	1.16	261	197	0.64	0.11
CAM042	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Reductisol	Ah	1.73	6.72	8.45	1.53	243	167	0.63	0.13
CAM049	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Reductisol	OF	4.60	17.7	22.27	2.15	180	190	0.47	0.35
CAM040	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Reductisol	OH	0.64	1.90	2.54	0.28	186	242	0.42	0.39
CAM043	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	OCP	Reductisol	OH	0.72	2.58	3.30	0.36	207	194	0.48	0.33
CAM044	Cameroon	Bertoua	<i>M. excelsa</i>	Contrôle		OH	1.80	5.64	7.44	1.61	280	199	0.49	0.29

7.4.4 Sols influencés et distants du *T. indica* (tamarin)

Num	Pays	Region	Site	Vegetation	Obs	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (% IO (mg)	IH (mg)	R	I	
11L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.88	19.83	30.7	4.01	155	375	0.49	0.30
12L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	8.92	17.42	26.34	1.9	159	355	0.39	0.46
13L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	13.2	23.77	36.96	2.93	149	379	0.41	0.42
14L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	11.59	20.23	31.81	1.64	162	384	0.40	0.46
21L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	12.18	22.81	34.99	3.15	160	366	0.38	0.48
22L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.38	20.36	30.74	3.33	168	351	0.42	0.44
23L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	9.75	21.83	31.58	4.4	159	320	0.48	0.35
24L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	11.09	20.02	31.11	1.2	154	378	0.35	0.53
31L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	9.14	18.96	28.1	4.37	159	339	0.40	0.45
32L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.57	22.71	24.28	1.95	155	355	0.37	0.50
34L	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	12.76	23.13	35.89	1.4	150	378	0.38	0.48
110	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OF	2.96	10.13	13.09	1.42	217	167	0.61	0.18
111	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.46	2.31	2.77	0.28	143	172	0.69	0.04
112	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.14	0.92	1.06	0.09	101	170	0.64	0.13
113	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.1	0.72	0.82	0.09	89	181	0.62	0.17
120	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OF	2.14	8.16	10.31	1.23	193	176	0.64	0.14
121	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.61	2.63	3.24	0.39	164	188	0.68	0.06
122	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.2	1.25	1.45	0.14	110	166	0.67	0.08
123	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.13	1.01	1.14	0.08	82	160	0.66	0.11
131	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	2.51	8.68	11.19	1.16	211	178	0.59	0.20
132	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.17	5.15	6.32	0.88	161	187	0.66	0.09
133	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ae	0.16	1.08	1.25	0.12	94	196	0.66	0.10
141	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.24	1.29	1.53	0.14	125	183	0.66	0.08
142	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.13	0.9	1.03	0.07	98	176	0.65	0.10
143	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.08	0.56	0.64	0.05	83	195	0.62	0.20
210	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OF	4.45	14.04	18.49	3.03	229	185	0.60	0.21
211	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.6	2.34	2.94	0.89	173	221	0.69	0.06
212	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.34	1.42	1.77	0.56	162	213	0.69	0.05
213	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.25	1.18	1.43	0.36	142	204	0.70	0.03
221	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.94	3.44	4.38	1.15	187	218	0.66	0.10
222	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.58	2.13	2.71	0.95	184	221	0.70	0.04
223	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.2	0.84	1.04	0.28	154	228	0.70	0.05
230	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OF	4.48	13.98	18.46	2.71	230	190	0.59	0.22
231	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.97	3.46	4.43	1.11	191	217	0.66	0.10
232	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.55	2.04	2.59	0.61	183	219	0.68	0.05
233	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.34	1.48	1.82	0.34	157	204	0.70	0.03
241	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.1	0.52	0.62	0.06	126	204	0.65	0.10
242	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.03	0.15	0.18	0.03	111	237	0.60	0.30
243	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.02	0.09	0.11	0.03	89	340	0.59	0.37
311	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.16	4.59	5.75	2.24	174	211	0.68	0.08
312	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.66	2.91	3.57	1.11	155	204	0.69	0.06
313	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.78	3.19	3.97	1.75	165	217	0.69	0.05
320	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	OF	6.91	21.45	28.36	3.48	230	192	0.56	0.26
321	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.04	3.59	4.63	3.22	190	243	0.70	0.05
322	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.38	1.37	1.74	1.7	173	262	0.73	-0.01
323	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.41	1.39	1.81	1.8	188	267	0.73	0.00
331	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.58	2.64	3.22	1.09	148	215	0.71	0.01
332	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.39	1.77	2.16	0.83	144	219	0.72	-0.01
333	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.25	1.2	1.46	0.59	132	230	0.71	0.02
341	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.19	0.83	1.02	0.09	151	218	0.65	0.09
342	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.13	0.65	0.78	0.08	124	221	0.65	0.09
343	Madagascar	Kirindy	1	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.08	0.4	0.48	0.06	123	250	0.61	0.19

Num	Pays	Region	Site	Vegetation	Obs	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (% IO (mg)	IH (mg)	R	I	
41L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.99	21.49	33.48	3.46	148	382	0.44	0.36
43L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	13.18	21.98	35.16	2.75	152	400	0.40	0.44
44L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	12.88	24.39	37.27	1.8	153	365	0.29	0.66
51L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.7	23.12	34.83	2.43	144	357	0.36	0.51
52L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.51	21.46	32.98	3.27	153	370	0.48	0.34
53L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.25	21.53	32.78	3.11	155	361	0.38	0.48
54L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	12.84	19	31.84	1.27	139	437	0.47	0.33
61L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.78	21.66	32.45	3.23	151	350	0.39	0.46
62L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.68	21.76	33.44	2.58	148	371	0.35	0.51
64L	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	9.59	19.36	28.95	1.93	144	351	0.36	0.52
410	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OF	4.38	13.91	18.29	3.03	216	220	0.60	0.20
411	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.33	1.58	1.92	0.41	136	224	0.69	0.03
412	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.43	1.93	2.36	0.56	149	209	0.67	0.07
413	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ae	0.25	1.37	1.62	0.31	118	200	0.70	0.02
420	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OF	5.35	16.36	21.71	2.39	234	190	0.55	0.25
421	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.44	1.87	2.31	0.46	154	227	0.67	0.05
422	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.21	1.11	1.31	0.2	120	206	0.67	0.06
423	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ae	0.14	0.88	1.02	0.16	100	198	0.67	0.08
430	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	OF	1.27	4.59	5.86	0.79	193	207	0.63	0.13
431	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.34	1.64	1.97	0.28	137	208	0.67	0.07
432	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.44	1.91	2.36	0.52	157	208	0.68	0.05
433	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.31	1.47	1.79	0.32	144	203	0.67	0.06
441	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.21	1.19	1.4	0.11	115	192	0.65	0.09
442	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.11	0.69	0.8	0.06	100	184	0.63	0.13
443	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.08	0.55	0.63	0.05	89	189	0.63	0.16
511	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.43	2.25	2.68	0.33	128	194	0.70	0.01
512	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.25	1.66	1.91	0.15	95	185	0.67	0.06
513	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.15	1.12	1.27	0.1	79	184	0.64	0.15
521	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.32	1.88	2.2	0.24	111	190	0.68	0.04
522	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.16	1.22	1.39	0.12	79	187	0.65	0.11
523	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.11	0.84	0.95	0.08	68	197	0.64	0.17
531	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.04	0.16	0.2	0.05	96	352	0.60	0.34
532	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.78	7.13	8.91	1.47	177	193	0.66	0.10
533	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.83	3.7	4.54	0.75	156	199	0.68	0.05
541	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.27	1.63	1.89	0.12	109	184	0.66	0.06
542	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.14	0.95	1.09	0.09	91	201	0.64	0.13
543	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.09	0.62	0.7	0.07	76	218	0.63	0.17
611	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.47	2.19	2.66	0.4	149	194	0.69	0.02
612	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.24	1.36	1.6	0.18	121	191	0.68	0.04
613	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.14	0.92	1.05	0.09	89	202	0.66	0.10
621	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.46	2.23	2.69	0.42	143	194	0.68	0.03
622	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.26	1.51	1.77	0.13	116	183	0.68	0.04
623	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.17	1.04	1.21	0.13	103	201	0.67	0.07
631	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.49	2.27	2.76	0.33	151	192	0.67	0.06
632	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.26	1.33	1.59	0.15	128	196	0.67	0.04
633	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.16	0.96	1.12	0.11	100	204	0.65	0.10
641	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.3	1.88	2.18	0.17	108	174	0.67	0.05
642	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.12	0.96	1.08	0.08	70	177	0.65	0.15
643	Madagascar	Kirindy	2	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.09	0.79	0.88	0.08	67	183	0.63	0.20

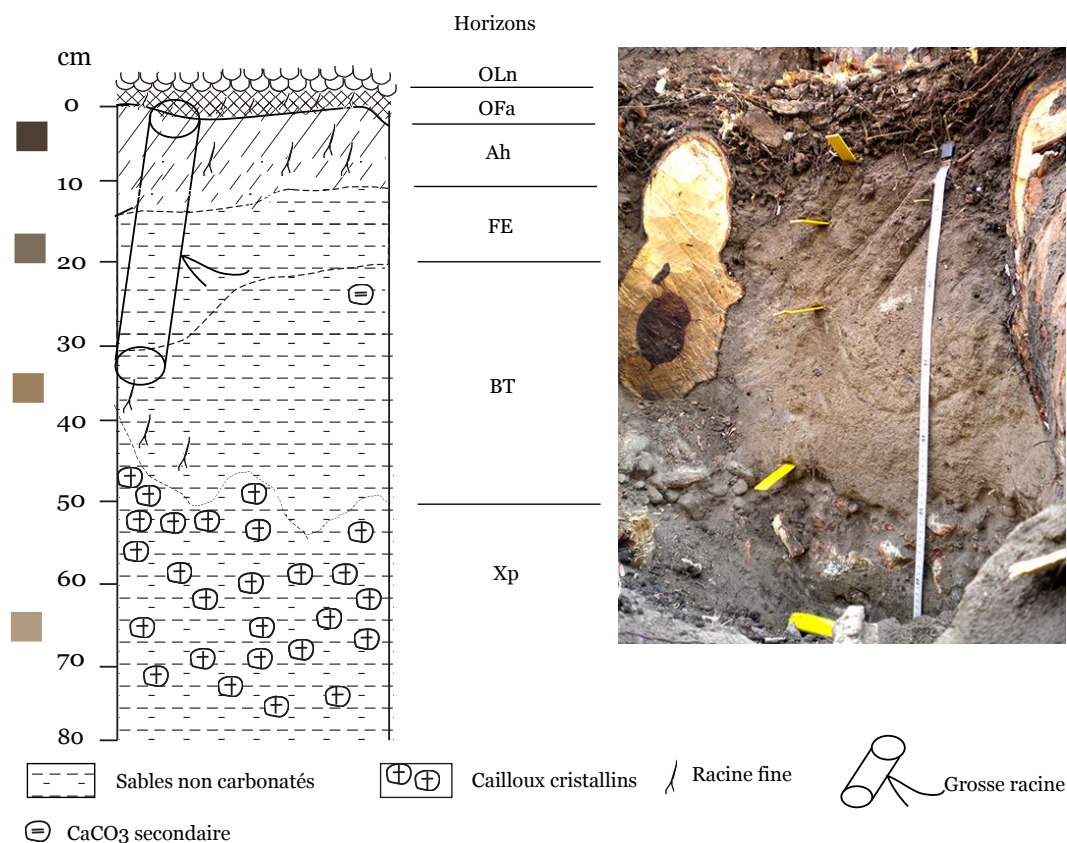
Num	Pays	Region	Site	Vegetation	Obs	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (% IO (mg)	IH (mg)	R	I	
71L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	12.36	22.12	34.48	2.65	148	382	0.39	0.46
72L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	12.09	22.5	34.59	3.1	146	372	0.46	0.34
73L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	12.56	22.59	35.15	2.67	154	379	0.45	0.37
74L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	14.93	24.39	39.32	1.22	142	407	0.35	0.51
81L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.87	23.18	34.05	3.41	137	339	0.45	0.36
84L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	15.29	25.76	41.05	1.35	132	404	0.40	0.43
91L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	9.01	22.14	31.16	3.72	144	301	0.36	0.53
92L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.57	24.49	35.06	3.58	146	314	0.40	0.44
93L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.67	23.9	34.57	3.67	142	325	0.40	0.43
94L	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	14.58	27.11	41.68	1.54	129	378	0.37	0.45
80F3	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	1.57	4.51	6.08	1.42	459	161	0.69	0.04
80F2	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	6.27	15.43	21.7	3.84	501	183	0.57	0.25
90F1	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	5.2	11.32	16.52	3.54	479	222	0.56	0.27
90F2	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	3.96	8.52	12.48	2.56	492	220	0.56	0.24
90F3	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	6.8	13.77	20.58	3.47	504	232	0.54	0.28
711	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.65	2.49	3.14	1.15	182	203	0.70	0.05
712	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.38	1.6	1.98	0.75	168	194	0.73	-0.01
713	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.18	0.9	1.08	0.39	135	198	0.72	0.02
720	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	3.81	13.01	16.83	3.09	214	180	0.60	0.21
721	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.54	2.07	2.61	1.02	182	200	0.73	0.00
722	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.15	0.83	0.97	0.26	123	181	0.73	0.00
723	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.04	0.33	0.37	0.07	82	184	0.66	0.18
731	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1	3.37	4.37	1.25	188	265	0.65	0.12
732	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.53	1.81	2.34	0.72	181	274	0.67	0.08
733	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.27	1.09	1.36	0.33	154	263	0.69	0.07
741	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.14	0.57	0.71	0.07	240	155	0.63	0.13
742	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.05	0.19	0.24	0.03	253	156	0.61	0.24
743	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.03	0.13	0.16	0.02	245	136	0.60	0.30
811	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.65	2.49	3.14	1.15	182	203	0.70	0.05
812	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.38	1.6	1.98	0.75	168	194	0.73	-0.01
813	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.18	0.9	1.08	0.39	135	198	0.72	0.02
820	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	3.81	13.01	16.83	3.09	214	180	0.60	0.21
821	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.54	2.07	2.61	1.02	182	200	0.73	0.00
822	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.15	0.83	0.97	0.26	123	181	0.73	0.00
823	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.04	0.33	0.37	0.07	82	184	0.66	0.18
830	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	OF	4.83	16.13	20.96	2.06	223	166	0.56	0.25
831	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1	3.37	4.37	1.25	188	265	0.65	0.12
832	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.53	1.81	2.34	0.72	181	274	0.67	0.08
833	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.27	1.09	1.36	0.33	154	263	0.69	0.07
841	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.45	1.69	2.14	0.18	219	181	0.68	0.04
842	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.24	1.03	1.26	0.11	216	156	0.67	0.05
843	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.09	0.41	0.5	0.05	238	130	0.63	0.13
911	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.84	3.72	4.56	0.49	198	156	0.74	-0.01
912	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1	4.04	5.04	0.54	209	169	0.72	0.01
913	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.86	7.12	8.97	1.46	217	178	0.73	0.00
921	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.92	3.44	4.36	1.14	235	177	0.71	0.04
922	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.81	2.91	3.71	0.73	227	187	0.72	0.00
923	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.5	2	2.51	0.43	219	169	0.72	0.00
931	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	2.12	7.97	10.09	2.15	217	182	0.73	0.01
932	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.11	0.85	0.96	0.12	205	67	0.65	0.13
933	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.65	2.57	3.22	0.86	225	169	0.73	-0.01
941	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ah	0.45	1.69	2.14	0.18	219	181	0.68	0.04
942	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.24	1.03	1.26	0.11	216	156	0.67	0.05
943	Madagascar	Kirindy	3	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ae	0.09	0.41	0.5	0.05	238	130	0.63	0.13

Num	Pays	Region	Site	Vegetation	Obs	Horizon	PC (%)	RC (%)	COT (%)	Cmin (% IO (mg)	IH (mg)	R	I	
101L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OL	11.29	21.67	32.96	2.33	141	363	0.37	0.50
102L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OL	9.69	21.54	31.23	3.58	148	324	0.42	0.40
104L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	12.16	24.93	37.09	1.59	145	346	0.34	0.54
114L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	9.46	23.02	32.48	1.25	131	307	0.42	0.40
121L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OL	13.43	24.92	38.35	1.88	140	373	0.36	0.49
122L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OL	10.25	22.34	32.59	2.96	143	331	0.37	0.51
124L	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	OL	14.12	25.65	39.77	1.32	138	380	0.34	0.52
100F2	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OF	3.53	7.45	10.98	1.9	512	218	0.53	0.28
100F3	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OF	3.58	7.58	11.16	1.92	534	211	0.54	0.27
120F2	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OF	2.39	5.15	7.55	1.81	541	204	0.64	0.13
1010	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	OF	4	11.44	15.44	2.09	165	258	0.59	0.21
1011	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.68	5.63	7.31	1.37	222	204	0.67	0.09
1012	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.84	2.87	3.71	0.56	231	197	0.70	0.04
1013	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.43	1.66	2.09	0.25	231	171	0.69	0.03
1021	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.04	3.32	4.36	0.54	237	208	0.68	0.06
1022	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.77	2.66	3.43	0.35	226	196	0.69	0.04
1023	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.15	0.61	0.76	0.1	254	159	0.66	0.08
1031	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	2.2	7.02	9.22	1.47	235	210	0.68	0.09
1032	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.19	3.97	5.16	0.68	236	200	0.69	0.05
1033	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.52	1.98	2.5	0.28	238	171	0.68	0.05
1041	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ah	1.03	3.11	4.13	0.32	225	225	0.65	0.08
1042	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.24	0.71	0.95	0.13	290	208	0.61	0.14
1043	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.23	0.95	1.18	0.12	236	157	0.64	0.09
1111	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.54	5.62	7.16	1.06	233	182	0.68	0.08
1112	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.52	2.32	2.84	0.52	224	148	0.74	-0.03
1113	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.69	2.97	3.66	0.58	212	158	0.74	-0.02
1121	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.26	4.05	5.26	0.55	198	216	0.75	-0.03
1122	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.4	1.77	2.17	0.36	209	152	0.74	-0.01
1123	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.41	1.87	2.28	0.3	200	152	0.73	0.00
1130	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	OF	2.32	7.08	9.4	0.75	179	238	0.58	0.22
1131	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.93	3.84	4.77	0.65	216	163	0.73	0.00
1132	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.59	2.48	3.07	0.42	210	160	0.74	-0.02
1133	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.21	1.07	1.27	0.14	177	137	0.68	0.06
1141	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ah	0.33	1.64	1.97	0.15	172	147	0.65	0.10
1142	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.23	1.68	1.9	0.11	142	96	0.68	0.06
1143	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.16	1.31	1.47	0.11	140	85	0.67	0.08
1211	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	1.17	3.82	4.99	0.42	190	221	0.66	0.09
1212	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.48	1.83	2.31	0.14	197	186	0.69	0.04
1213	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.41	1.76	2.17	0.17	190	167	0.70	0.02
1221	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.97	3.07	4.04	0.38	197	224	0.68	0.06
1222	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.51	2.03	2.55	0.16	185	182	0.71	0.01
1223	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	A	0.31	1.4	1.71	0.12	171	162	0.72	0.00
1231	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.47	2.03	2.51	0.22	175	169	0.72	-0.01
1232	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.62	2.14	2.75	0.25	197	205	0.69	0.05
1233	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	VOC	Ah	0.51	2.02	2.52	0.2	191	178	0.71	0.02
1241	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	Ah	0.41	1.79	2.2	0.14	173	167	0.68	0.04
1242	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.23	1.14	1.37	0.09	166	147	0.68	0.06
1243	Madagascar	Kirindy	4	<i>T.indica</i>	Contrôle	A	0.14	0.83	0.97	0.06	151	128	0.66	0.12

## 7.6 Description de profils pédologiques

**Fiche pédologique: *Tamarindus indica* N° 2\_ Fosse 1**

Site: Kirindy Forest	Coordonnées: S 20°04.515' E044°40.236'
Géologie: Formations sédimentaires issues de grès	Altitude: 68 m
Végétation: Forêt dense sèche caducifoliée	Climat: tropical subaride à 2 saisons
Situation: sous influence de l'arbre	T° moyenne: 24.8°C
Sol: Lixisols	Précipitation moyenne annuelle: 785 mm
	Date: 16.11.14



Profondeur (cm)	Horizon	Caractéristiques
	OLn	Continu, feuilles jaunies et écorces fragmentées
	OFa	Continu, épais, feuilles et racines nettement fragmentées, présence de racines mortes, turricules
0-11	Ah	Couleur: 10YR 4/2; Texture: limono-sableuse; Structure: grenue; Squelette: 0% Racines fines: 2/5; Limite horizontale, transition diffuse; pH Hellige: 7-8; Effervescence à l'HCl: 4/4
11-25	FE	Couleur: 7,5YR 5/6; Texture: sablo-limoneuse; Structure: grumeleuse; Squelette: 0%, Racines fines: 1/5; Limite horizontale; transition diffuse; pH Hellige: 7-8; Effervescence à l'HCl: 0/4.
25-49	BT	Couleur: 10YR 6/3; Texture: sableuse; Structure: grumeleuse; Squelette: 0%; Racines fines: 1/5; Transition diffuse; pH Hellige: 6-7; Effervescence à l'HCl: 0/4; mais présence de carbonate secondaire à 31 cm de profondeur.
49-80	Xp	Horizon caillouteux de nature cristalline et de couleur grise blanchâtre et rouille; Squelette 80%; Racines fines: 1/5; pH Hellige: 6; Effervescence: 0/4.



## Fiche pédologique: *Tamarindus indica* N° 4\_ Fosse 1

Site: Kirindy Forest

Coordonnées: S 20°04.920' E044°44.466'

Géologie: Carapace sableuse

Altitude: 68 m

Végétation: Forêt dense sèche caducifoliée

Climat: tropical subaride à 2 saisons

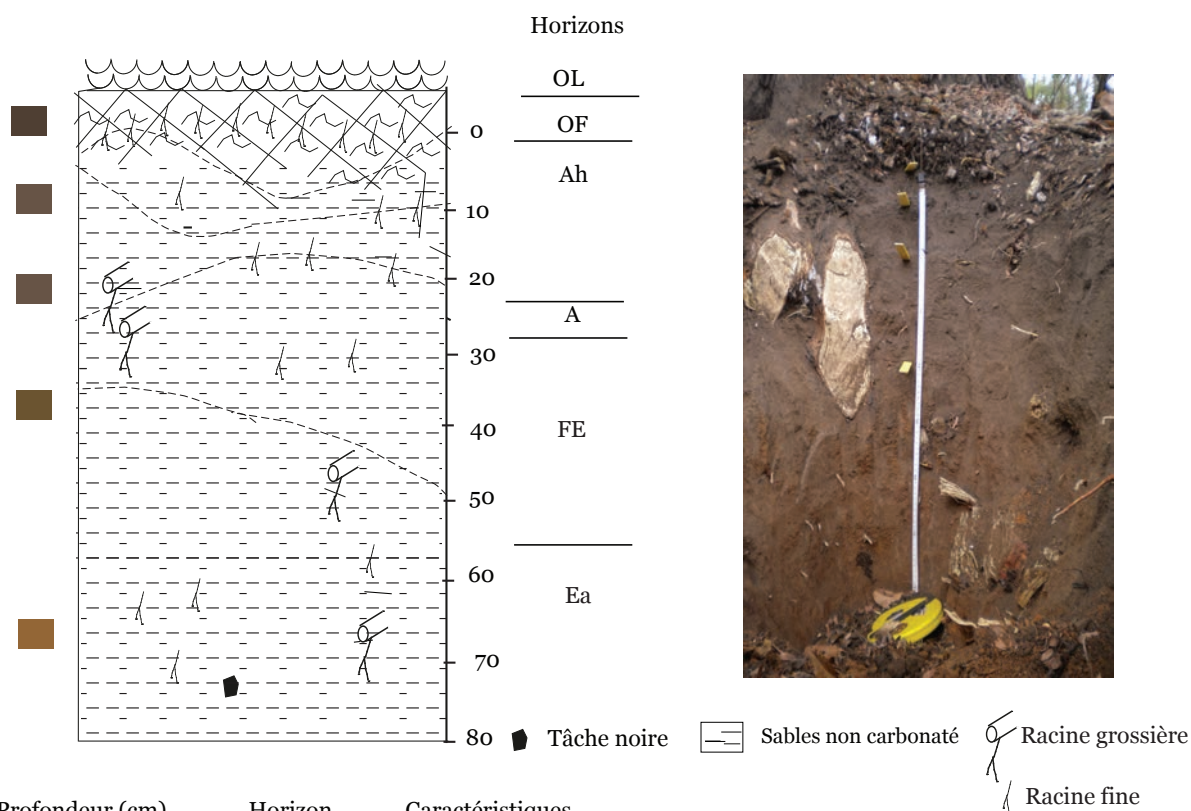
Situation: à 15 m de l'arbre

T° moyenne: 24.8°C

Sol: Lixisols

Précipitation moyenne annuelle: 785 mm

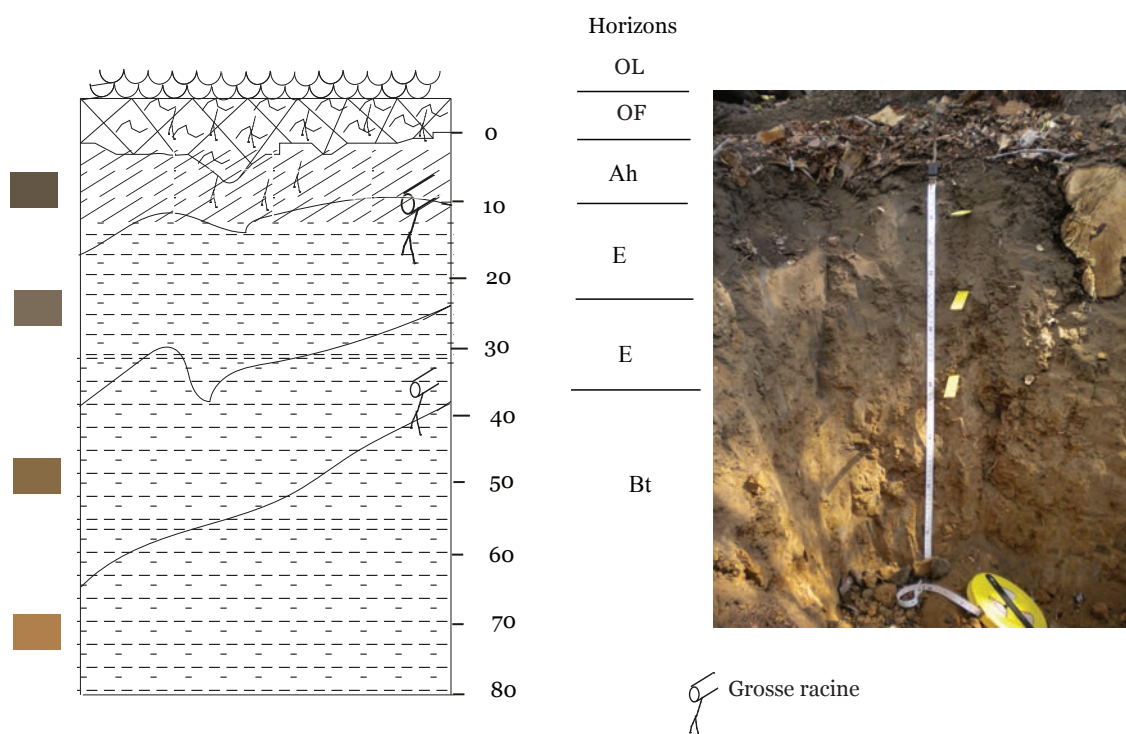
Date: 19.11.14



Profondeur (cm)	Horizon	Caractéristiques
	OL	Très épais, feuilles jaunies et feuilles sèches pas dégradées,
	OF	Continu, très épais, feuilles et racines nettement fragmentées, présence de racines mortes,
0-9	Ah	Couleur: 7,5 YR 2,5/2; Texture: limono- sableuse; Structure:gruene; Squelette: 0%; Racines fines:4/5 ; Limite horizontale ; transition diffuse; pH Hellige: 8 ; Effervescence à l'HCl: 4/4
9-20	A	Couleur : 7,5 YR 3/2; Texture: sableuse ; Structure: gruene; Squelette:0%; Racines fines 1/5, Racines grossière: 1/5; Limite horizontale; transition diffuse; pH Hellige:8/Effervescence à l'HCl:4/4
20-49	FE	Couleur: 10YR 3/4 Texture: sableuse; Structure:grumeuse; Squelette: grains de sables grossiers: 30% racines grossières:1/5; Limite horizontale, transition diffuse/5-6; pH Hellige : 7 Effervescence à l'HCl: 1/4
49-80	Ea	Couleur: 5YR 5/4; Texture: sableuse; Structure:grumeuse/Squelette: existence d'une roche centimétrique à 50 cm/ Existence d'une tache noire liée à la dégradation d'une grosse racine, pH Hellige:7-8/ Effervescence à l'HCl:0/4

## Fiche pédologique: *Tamarindus indica* N° 5\_ Fosse 1

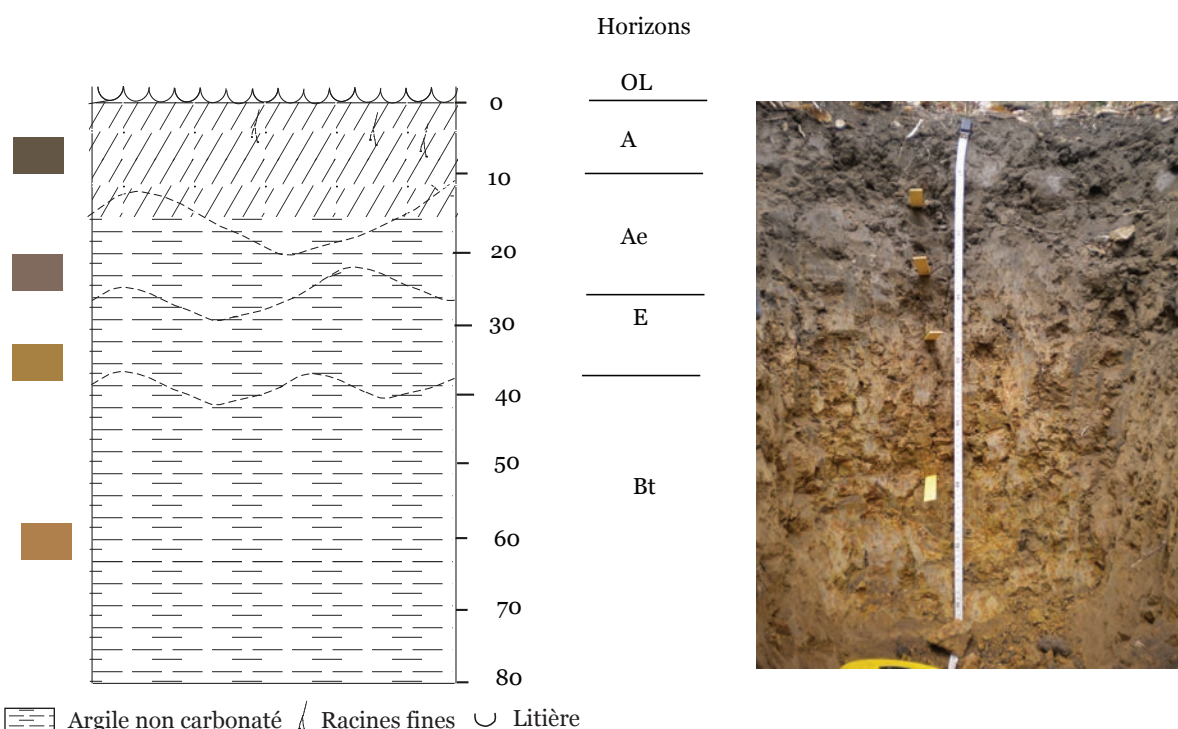
Site: Kirindy Forest	Coordonnées: S 20°04.515' E044°40.236'
Géologie: Carapace sableuse	Altitude: 56 m
Végétation: Forêt dense sèche caducifoliée	Climat: tropical subaride à 2 saisons
Situation: sous l'influence de l'arbre	T° moyenne: 24.8°C
Sol: Luvisols	Précipitation moyenne annuelle: 785 mm
	Date: 22.11.14



Profondeur (cm)	Horizon	Caractéristiques
	OL	Feuilles jaunies, écorces de <i>T. indica</i>
	OF	Continu, peu épais, feuilles et racines nettement fragmentées.
0-9	Ah	Couleur: 10YR 3/2 ; Texture: sablo-argileux ; Structure: grumeleuse; Squelette: 0%; Racines fines: 2/5, Racines grossières: 1/5; Limite horizontale, transition diffuse; pH Hellige: 8 Effervescence à l'HCl: 1/4
9-23	E	Couleur : 10YR 4/2 ; Texture: sablo-argileuse ; Structure: continue à éclat, secondairement particulaire, Racines grossières 1/5; Limite horizontale, transition diffuse; pH Hellige: 8; Effervescence à l'HCl: 0/4
23-39	E	Couleur: 10YR 4/4 ; Texture: sablo-argileuse/Structure: continue à éclat; Squelette: 0%; Racines grossières: 1/5; Limite horizontale, transition diffuse; pH Hellige: 6-7/ Effervescence à l'HCl: 0/4
39-80	Bt	Couleur: 7.5YR 5/6 ; Texture: argilo-sableuse ; Structure: polyédrique; pH Hellige: 6; Effervescence à l'HCl: 0/4.

## Fiche pédologique: *Tamarindus indica* N° 5\_ Fosse contrôle

Site: Kirindy Forest	Coordonnées: S 20°04.828' E 044°41.353'
Géologie: Carapace sableuse	Altitude: 56 m
Végétation: Forêt dense sèche caducifoliée	Climat: tropical subaride à 2 saisons
Situation: à 15 m de l'arbre	T° moyenne: 24.8°C
Sol: Luvisols	Précipitation moyenne annuelle: 785 mm
	Date: 22.11.14



Profondeur (cm)	Horizon	Caractéristiques
	OL	Petite couche de feuilles jaunies, écorces de <i>T. indica</i>
0-12	A	Couleur: 10YR 3/2 ; Texture: sablo-argileux ; Structure: grumeleuse; Squelette: 0% ; Limite horizontale , transition diffuse/ pH Hellige: 5-6 Effervescence à l'HCl: 1/4.
16-26	Ae	Couleur : 5YR 4/2 ; Texture: sablo-argileuse; Structure: grumeleuse; Limite horizontale, transition diffuse/ pH Hellige: 5-6/ Effervescence à l'HCl: 0/4.
26-37	E	Couleur: 10YR 5 /6; Texture: sablo-argileuse; Structure: continue à éclat; Squelette: 0%; Limite horizontale, transition diffuse; pH Hellige: 5-6/ Effervescence à l'HCl: 0/4.
37-80	Bt	Couleur: 7,5YR 5/6 ; Texture: argilo-sableuse ; Structure: polyédrique; pH Hellige: 6; Effervescence à l'HCl: 0/4.

## 7.5 Description générale des espèces associées à la VOC identifiées à Madagascar

Espèce	Genre	Famille	Description botanique	Types de sol	Ecologie	Climat et Topographie	Phytosociologie
<b>Tamarindus indica</b>	Tamarindus	Fabaceae	est un grand arbre originaire de Madagascar et d'Afrique orientale. à croissance lente, qui vit jusqu'à 150 ans. L'arbre se distingue par son tronc court et sa grande cime étalée. Le port est dense, étalé, très ramifié légèrement retombant, cime arrondie. Il peut mesurer jusqu'à 25 à 100 cm de diamètre à 1,30 m et 20 à 30 m de hauteur. L'écorce grisâtre est écaillée et présente des crevasses longitudinales. Les feuilles sont alternes et paripennées. Généralement sempervirente, l'arbre peut être caduc dans les zones semi-arides. Le système racinaire est étendu.	préfère les sols profonds et perméables, de texture sablo-argileuse à sableuse voire graveleuse	Cette essence héliophile de type nomade est bien adaptée dans toute la partie occidentale de l'île jusqu'à 500 m d'altitude. Il préfère les zones semi-arides et les savanes boisées, et peut également être trouvée de plus en plus le long du ruisseau et des rives.	chaud et sec, bien adapté à des conditions semi-arides tropicales à faible altitude. Il pousse aussi bien dans de nombreuses régions tropicales humides où les précipitations saisonnières sont élevées. Il pousse bien dans une large gamme de conditions pédologiques et climatiques, dans des forêts, de la savane et de la brousse. Il est souvent associé à des termitières.	<i>Rothmania tropophylla</i> <i>Diospyros greveana</i> <i>Grewia picta</i> <i>Albizia sp</i> <i>Grewia cyclea</i> <i>Homalium albiflorum</i> <i>Stadmania oppositifolia</i> <i>Colubrina decipiens</i> <i>Cephalostachyum sp</i> <i>Vanilla humblotii</i> <i>Chasmanthera uviformis</i> <i>Noronhia buxifolia</i> <i>Allophylus salignus</i> <i>Eugenia sp</i>
<b>Ficus polita</b>	Ficus	Moraceae	un hémipiphyte qui peut aussi se présenter sous la forme d'un arbre de petite taille (15m de hauteur) et fortement branchu. Cette espèce se reconnaît par son feuillage brillant. Ses feuilles ovales à tendance elliptiques sont glabres, de taille moyenne (5-24 cm x 3,5-15 cm) et caduques. Le système racinaire est particulièrement étendu. Les rameaux feuillés 2-5 mm d'épaisseur, pubérulents glabre ou finement jaunâtre, glabrescents, lorsqu'il est sec grisâtre, brunâtre ou noirâtre, lenticelles souvent remarquable	Sur tous types de sols	se localise dans les forêts denses humides sempervirentes et les forêts galerie d'Afrique occidentale et centrale ainsi que dans les forêts littorales d'Afrique orientale et australe. Elle est largement distribuée à Madagascar, en particulier dans l'Est et le Nord, jusqu'à 700 m d'altitude		<i>Vepris sp</i> , <i>Grewia glandulosa</i> , <i>Brachylaena microphylla</i> , <i>Bivinia jalbertii</i> , <i>Albizia sp</i> <i>Obetia radula</i> , <i>Poupartia silvatica</i> <i>Grewia picta</i>
<b>Ficus sycomorus</b>	Ficus	Fabaceae	est un arbre semi-décidué atteignant généralement 18 à 22 m voire 45 m de hauteur. L'écorce des tiges âgées est assez lisse et de couleur gris-vert. Les feuilles largement ovales ou elliptiques sont de taille moyenne (2,5- 21 cm x 2-16 cm).	Elle pousse normalement sur des sols argileux riches en nutriments mais peuvent être observée sur des sols sableux	se rencontre fréquemment le long des cours d'eau mais elle est aussi commune dans les savanes arborées où elle constitue un indicateur de la présence de nappe phréatique peu profonde	Altitude: 0-2000 m, la température moyenne annuelle: 0-40 degrés. C, précipitations annuelles moyennes: 500-1800 (. Max 2200) mm	<i>Albizia sp</i> , <i>Cajanus sp</i> <i>Cordia myxa</i> , <i>Ziziphus mauritania</i> ; <i>Foetidia retusa</i> <i>Menabea venenata</i> Baill. <i>Allophylus salignus</i> <i>Flacourtia sp</i> <i>Foetidia retusa</i> <i>Coptosperma</i> <i>Madagascariense</i> <i>Kosteletzkya diplocrater</i> <i>Foetidia retusa</i> <i>Allophylus salignus</i> <i>Securinega perrieri</i> <i>Tamarindus indica</i> <i>Foetidia retusa</i> <i>Foetidia retusa</i> <i>Flacourtia ramontchi</i> <i>Foetidia retusa</i> <i>Tamarindus indica</i>

Espèce	Genre	Famille	Description botanique	types de sol	Ecologie	Climat et Topographie	Phytosociologie
<b>Casuarina equisetifolia</b>	Casuarina	Caasuarinaceae	Arbres atteignant 20 m de hauteur. Tronc étroit, écorce grise, Le fût, assez droit, peut avoir un DBH de 60 cm voire 100 cm. L'arbre est à port relativement pleureur et a tendance à faire des fourches. L'écorce, lisse et de teinte claire, devient rugueuse et brune à mesure que l'arbre vieillit. Elle s'exfolie en bandes longitudinales. La durée de vie de l'espèce est d'environ 50-60 ans. Les feuilles, ressemblant à des aiguilles et sont groupées sur le rameau par verticilles de 9 feuilles. Les fleurs femelles sont des boules brunes de 2 à 3 mm, dure, piquantes. Les grains sont rouges bruns	capable de coloniser des sols très pauvres en éléments minéraux.	un arbre pionnier, Son système racinaire contient des éléments fixateurs d'azote : ses racines possèdent des nodules fixateurs d'azote (actinorhizes) qui, en symbiose avec une bactérie du sol (Frankia), assimilent l'azote de l'air.	capable de s'adapter dans des régions à climat perhumide comme dans celles à climat sec de mousson où la saison sèche dure 6 à 7 mois. Toutefois, dans les régions semi-arides, la brise de mer et le contact avec l'eau souterraine lui sont nécessaires en saison sèche pour combler le déficit d'humidité	<i>Pluchea grevei</i> <i>Bismarckia nobilis</i> , <i>Phoenix reclinata</i> <i>Cryptostegia grandiflora</i>
<b>Casuarina cunninghamiana</b>	Casuarina	Caasuarinaceae	un arbre à port érigé. Il peut atteindre 15-20 m de hauteur, voire plus, à 30-40 ans. Son fût peut être parfaitement droit.	Les sols sont principalement des sables ou limons sableux, mais comprennent des limons argileux et terrasses graveleuses de vieux cours d'eau et des argiles peu fréquemment. Pousse dans les sables de texture légère, et de gravier, y compris les sols pauvres et les sites érodés. A été planté avec succès en milieu acide, neutre, alcalin et les sols salins.	généralement une espèce dominante dans la végétation des berges. Il est limité aux rivières et aux berges et les plaines adjacentes peuvent s'étendre sur une courte distance vers les collines rocheuses au-dessus des cours d'eau. il résiste modérément à la sécheresse mais ne tolère pas les conditions semi-arides à moins que de l'eau souterraine est disponible pour compléter les précipitations. Il est relativement sensible au feu, surtout lorsqu'il est jeune. Quand plantés en dehors de son naturel l'habitat, il s'adapte à des sites relativement secs	se trouve principalement dans la zone climatique subhumide chaud. Altitude: 0-2200 m, la température annuelle moyenne: 13-29 deg. C, précipitations annuelles moyennes: 500-1500 mm	<i>Panicum maximum</i> , <i>Diospyros intricata</i> , <i>Phyllanthus casticum</i> , <i>Acacia sp</i> , <i>Terminalia sp</i>
<b>Antidesma petiolare</b>	Antidesma	Euphorbiaceae	un arbuste indigène des Mascareignes et de Madagascar. Cet arbuste peu branchu peut atteindre 5 mètres de hauteur environ. Les feuilles sont simples, alternes et souvent groupées au sommet de la ramille. Les jeunes pousses présentent une nervure principale teintée de rouge. Les feuilles adultes sont ovales et aiguës, parfois rougeâtres, à glandes poilues aux aisselles des nervures. Les fleurs très petites sont solitaires ou en fascicules de 2 à 5.	Sur sol sableux ou latéritique, principalement sur grès mais aussi sur gneiss,	principalement en savane, buisson xérophyllien et forêt sèche, et à feuilles caduques du Sud Ouest et du Sud	De la zone bioclimatique perhumide à subaride,	<i>Tamarindus indica</i> , <i>Broussonetia graveana</i> <i>Ficus sycomorus</i> <i>Dalbergia sp</i> <i>Dalbergia purpurescens</i> <i>Commiphora sp</i> <i>Hibiscus palmatifidus</i>

## 7.6 Espèces inventoriées autour des tamarins

*Tamarindus indica* N°1

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Somitsoy	<i>Fernandoa grevei</i>	BIGNONIACEAE	3	3
Anakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	18	11
Andriambilafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	5
Andriambilafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Andriambolafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Boramena	<i>Diporidium cilatum</i>	OCHNACEAE	8	6
Halampo	<i>Hibiscus macrogonus</i>	MALVACEAE	2	3.5
Halampo	<i>Hibiscus macrogonus</i>	MALVACEAE	10	11
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIACEAE	12	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIACEAE	6	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIACEAE	5	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIACEAE	3	2.5
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	12	11
Kironono pf	<i>Brexiella ilicifolia</i>	CELASTRACEAE	4	6
Kitatamalandy	<i>Ehretia corymbosa</i>	BORRAGINACEAE	4	3
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE/ TILIACEAE	3	6
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE/ TILIACEAE	2	3
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE/ TILIACEAE	2	3.5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	10	10
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	5.5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	20	13
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	7	5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	4	3.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	4.5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3.5
Mahabibo	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	20	9
Mahabibo	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	3	4.5
Mahajanga	<i>Phyllanthus argyrodaphne</i>	EUPHORBIACEAE	2	3.5
Mahajanga	<i>Phyllanthus argyrodaphne</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Mamiaho	<i>Baseonema acuminata</i>	APOCYNACEAE	6	6
Mamiaho	<i>Baseonema acuminata</i>	APOCYNACEAE	4	5
Mamiaho	<i>Baseonema acuminata</i>	APOCYNACEAE	4	5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	2	3.5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	5	6
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	4	5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	3	5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	16	11
Manjakabenitany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	2.5
Manjakabenitany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	3.5
Manjakabenitany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	3

*Tamarindus indica* N°1

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Maronono	<i>astrocassine pleurostyloïdes</i>	CELASTROCEAE	5	5
Masonjoany	<i>Coptosperma madagascariense</i>	RUBIACEAE	12	7
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	18	10
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	3	5.5
Piropitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	3	3.5
Piropitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	2	3
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	2	3
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	4	6
Ripiky	<i>Clerodendron sp</i>	VERBENACEAE	6	6
Sarigoavy	<i>Bivinia jalberti</i>	FLACOURTIACEAE	3	3
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	4
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	3.5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4.5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	3
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	3
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	6	4
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	6
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	5
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	2	3
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	3	3.5
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	4.5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	2.5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	4.5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsivoaninno	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	8	3.5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	10	5
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	9
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	8
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	8
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	8
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	6
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	9
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	4	9
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	8
Vahipindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	6
Vahopindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	9
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	18	11
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	13	5
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	13	6
Manjakabenitany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	3.5
Manjakabenitany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	3

*Tamarindus indica* N°2

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	5
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	5
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	5
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	4
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	5
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	4	5
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	4	6
Andriambolofotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	3	4
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	2	2,5
Bora mena	<i>Diporidium cilatum</i>	OCHNACEAE	3	3,5
Boramena	<i>Diporidium cilatum</i>	OCHNACEAE	2	3,5
Farafatsy	<i>Givotia madagascariensis</i>	EUPHORBIACEAE	8	5
hazomahajanga	<i>Phyllanthus argylodaphne</i>	EUPHORBIACEAE	2	3
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	6	4
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	11	6
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	6	4,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	17	6
Katrafay	<i>Cedrelopsis grevei</i>	PTEROXYLACEAE	10	9
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	4	5
Kitata malandy	<i>Ehretia corymbosa</i>	BORRAGINACEAE	4	4,5
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE	2	3,5
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE	4	4
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	17	10
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	7	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	9	7
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	12	10
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	9	9
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	10	9
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	2,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	4
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	5	5,5
Maintifototsy	<i>Dyospiros perrieri</i>	EBENACEAE	2	3
Mamiaho	<i>Baseonema acuminata</i>	APOCYNACEAE	3	4
Mampandry	<i>Cedrelopiasis perrieri</i>	EBENACEAE	8	8
Mampandry	<i>Cedrelopiasis perrieri</i>	EBENACEAE	12	9
Manajakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	12	8
Manajakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	3
Manary	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	2	4
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	3	4
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	2	2,5
Manary tsiatondro	<i>Dalbergia trichocarpa</i>	FABACEAE	7	6
Mandravasarrotra	<i>Diospyros intricata</i>	EBENACEAE	4	5
Maronono	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	2	4
Menambaho	<i>Foetida asymetrica</i>	LECYTHIDIADACEA	7	8
Miantifototra	<i>Dyospiros perrieri</i>	EBENACEAE	3	3



*Tamarindus indica* N°2

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Papolahy	<i>Tarenna sericea</i>	RUBIACEAE	3	4
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	2	8
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	4	6
Ralambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	4	5
Reampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	10	5
Rehampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	2	2,5
Relambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	2	3,5
Relambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	4	4,5
Relambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	2	3
Sarigoavy	<i>Bivinia jalberti</i>	FLACOURTIACEAE	3	4
Sarigoavy	<i>Bivinia jalberti</i>	FLACOURTIACEAE	5	4
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	2
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	3
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	10	9
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	3
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4,5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	7
Taly	<i>Terminalia mantaly</i>	COMBRETACEAE	5	6
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	9	5,5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	4	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	4	5
Tsivoaninombezo	<i>Buxus madagascariensis</i>	BUXACEAE	6	4
Vahirano	<i>Leptadenia madagascariensis</i>	ASCLEPIADACEAE	6	11
Valo	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	3	5
Valo	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	6	6
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	17	11
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	17	10
Vaovy	<i>Vitex beraviensis</i>	VERBENACEAE	8	6

*Tamarindus indica* N°3

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Arofy bohy	<i>Commiphora grandifolia</i>	BURSERACEAE	5	4,5
Arofy bohy	<i>Commiphora grandifolia</i>	BURSERACEAE	5	4,5
Arofy bohy	<i>Commiphora grandifolia</i>	BURSERACEAE	2	2,5
Baobab za	<i>Aadansonia za</i>	MALVACEAE	7	4,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	2	3,5
Hazomby	<i>Strichnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	6	6
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	3	4,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	3	4,5
Hazomby	<i>Strichnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	2	2,5
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	11	6
Kitatamalandy	<i>Ehretia corymbosa</i>	BORRAGINACEAE	5	5
Kitatamalandy	<i>Ehretia corymbosa</i>	BORRAGINACEAE	4	4
Kitatamalandy	<i>Ehretia corymbosa</i>	BORRAGINACEAE	7	7
Lalimpito	<i>Homalium albiflorum</i>	SALICACEAE	18	15
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE	2	4
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE	4	6
Latabarika	<i>Grewia cyclea</i>	MALVACEAE	4	6
Lopingo	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	4	5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	5,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	4	9
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	4
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	2	3
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	4	5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	4	3,5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	4	4
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	4	4,5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	10	7
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	2	4,5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	3	3,5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	2	2,5
Maronono	<i>astrocassine pleurostyloïdes</i>	CELASTROCEAE	7	5
Piropitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	4	5
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	3	3
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILLACEAE	4	5
Talinala	<i>Terminalia rhopalophora</i>	COMBRETACEAE	60	32
Tsilaiiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	8	8
Tsilaiiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	7	6

*Tamarindus indica* N°3

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Tsilai by	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	2	5
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	6
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	10	6
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	9	6
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	5
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	4,5
Tsilait sy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	4,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	4
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	4,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	4,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	3
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	3,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	3,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	4,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	3	2,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	2	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	7	4,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	2,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	7	3,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	6	3,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	3
Tsivoaninombezo	<i>Buxus madagascariensis</i>	BUXACEAE	6	5
Vahampindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	12
Vahampindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	9
Vahampindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	4	9
Vahampindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	9
Vahampindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	4
Vahapindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	9
Vahapindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	6
Vahapindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	3	9
Vahapindy	<i>Hippocratea urceolus</i>	HYPPOCRATEACEAE	2	9
Valoandro	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	2	3
Valoandro	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	2	11
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	17	13

*Tamarindus indica* N°4

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	5
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	5
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	6
Andriambolafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	4
Andriambolafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	2	4
Andriambolafotsy	<i>Croton bernieri</i>	EUPHORBIACEAE	4	5
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	4	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIACEAE	4	4
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	30	9
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	3	3
Manajakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	3	3,5
Manajakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	3	3,5
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	6	6
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	6	6
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	3	5
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	4
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	2	4
Relambo gf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	10	8
Rotrala	<i>Eugenia sp</i>	MYRTACEAE	12	5
Rotrala	<i>Eugenia sp</i>	MYRTACEAE	21	11
Sarongaza	<i>Colvillea racemosa</i>	CEASALPINACEAE	2	3
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	9
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	3,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	3,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Tsiandala	<i>Berchemia discolor</i>	RHAMNACEAE	2	3
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	4
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE/ MIMOSACE	2	3,5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE/ MIMOSACE	2	3
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	3	3
Vory	<i>Alleanthus greveanus</i>	MORACEAE	26	9

*Tamarindus indica* N°5

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	8
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	6
Anarakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	9	8
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	3	6
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	3	5
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	2	2,5
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	2	2,5
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	2	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	2	2,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	4,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	10	7
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	3,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	3,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	6	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	5	5,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	5	4,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	7
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	6	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	3,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	6	4
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	2	3
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	10	6
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	5,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	5	6
Hazomena Andranovory	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	10	8
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	31	12
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	18	11
Lalipito	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	4,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	4,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	4	6
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	10	9
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	5	6

*Tamarindus indica* N°5

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	4	3,5
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	5	5,5
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	11	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	10	9
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	4	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	8	7
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	6	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	6	7
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	5	5
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	3	3,5
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	6	7
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	6	6
Namoloina	<i>Foetidia retusa</i>	LECYTHIDACEAE	18	8
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	7	6
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	3	6
Relambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	7	9
Ripiky	<i>Clerodendron sp</i>	VERBENACEAE	12	11
Sakoambaditsy	<i>Poupartia minor</i>	ANACARDIACEAE	29	11
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	11	9
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	4,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	10	9
Talinala	<i>Terminalia rhopalophora</i>	COMBRETACEAE	8	8
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	10	8
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5,5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	5,5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	3	4,5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	6	7
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	6,5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	3	6
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	8	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	2	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	4,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	2	3,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	3,5

*Tamarindus indica* N°6

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	8
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	6
Anarakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	9	8
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	3	6
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	3	5
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	2	2,5
Fandra	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	2	2,5
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	2	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	2	2,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	7
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	4,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	10	7
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	3,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	3,5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	7
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	9	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	8	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	6	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	7	6
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	5	5,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	5	4,5
Hazomby	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	9	7
Hazomby	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	5
Hazomby	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	4	3,5
Hazomby	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	6	4
Hazomby	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	2	3
Hazomby	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	10	6
Hazomby	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	9	5,5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	5	6
Hazomena Andranovory	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	10	8
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	31	12
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	18	11
Lalipito	<i>Homalium albiflorum</i>	SALICACEAE	5	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	4,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	3	4,5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	4	6
Lopingo pf	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	3	5
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	10	9
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	5	6

*Tamarindus indica* N°6

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Mahabibonala	<i>Anacardium occidentale</i>	ANACARDIACEAE	4	3,5
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	5	5,5
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	11	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	10	9
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	4	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	8	7
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	6	6
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	3	3,5
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	6	7
Menavahitsy	<i>Protorhus thouvenotii</i>	ANACARDIACEAE	6	6
Namoloina	<i>Foetidia retusa</i>	LECYTHIDACEAE	18	8
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	7	6
Pitikala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	3	6
Relambo pf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	7	9
Ripiky	<i>Clerodendron sp</i>	VERBENACEAE	12	11
Sakoambaditsy	<i>Poupartia minor</i>	ANACARDIACEAE	29	11
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	6
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	11	9
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	2	4,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4,5
Sely be	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely be	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	10	9
Talinala	<i>Terminalia rhopalophora</i>	COMBRETACEAE	8	8
Tsilaiiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	10	8
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5,5
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	5,5
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	3	4,5
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	6	7
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5
Tsilaitisy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	8	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	2	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	2	3,5
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	4	4
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	19	13
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	8	8
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	14	11
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	7	8
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	4	4



*Tamarindus indica* N°7

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	18	12
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	15	11
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	11	9
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	6	5
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	7	5
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	6	5
Halampo	<i>Hibiscus macrogonus</i>	MALVACEAE	3	4
Halampo	<i>Hibiscus macrogonus</i>	MALVACEAE	3	4
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	8	5
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	5	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	11	8
Hazomby	<i>Strychnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	6	5
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	4	5
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	8	7
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	12	8
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	12	8
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	8	9
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	8	10
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	8	10
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	7	9
Hazomena	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	6	9
Hazomena andranovory	<i>Securinega perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	16	10
Mampandry	<i>Cedrelophis perrieri</i>	EBENACEAE	9	10
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	5	7
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	5	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	8	7
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	11	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	12	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	13	9
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	10
Menambaho	<i>Foetida asymetrica</i>	LECYTHIDIADACEAE	26	12
Relampy gf	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	4	5
Relampy gf	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	6	8
Sarisakoambaditsy	<i>Poupartia minor</i>	ANACARDIACEAE	8	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Taly	<i>Terminalia mantaly</i>	COMBRETACEAE	18	12
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	4
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	3	4
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	6	5
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	6
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	9	6
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	9	6
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	4
Tsilaittsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	7	6

*Tamarindus indica* N°8

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampaly	<i>Vepris nitida</i>	RUTACEAE	2	3
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	14	8
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	6	7
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	6	7
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	3	4
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	3	4
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	4
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	4
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	4	4
Anakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	11	8
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	11	12
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	11	12
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	6	7
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	6	7
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	14	12
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	14	12
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	14	12
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	15	10
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	14	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	10	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	7	6
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	12	11
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	11	10
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	10	11
Arofy	<i>Commiphora mafaïdoha</i>	BURSERACEAE	32	8
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	32	16
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	36	8
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	36	17
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	37	5
Boramena	<i>Diporidium cilatum</i>	OCHNACEAE	4	3
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	5	6
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	2	4
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	2	3
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	3	2
Hazomby	<i>StrYchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	5
Hazomby	<i>StrYchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	6	5
Hazomby	<i>StrYchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	4	6
Hazomby	<i>StrYchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	3	4
Hazomby	<i>StrYchnos decussata</i>	LOGONIAICAEA	2	3
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	13	10
Katrafay	<i>Cedrelopsis grevei</i>	PTEROXYLACEAE	12	12
Kironono gf	<i>Brexiella ilicifolia</i>	CELASTRACEAE	8	9
Kironono gf	<i>Brexiella ilicifolia</i>	CELASTRACEAE	8	9

*Tamarindus indica* N°8

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Kitanta	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	7	6
Kitanta	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	7	6
Kitanta	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	8	10
Kitanta	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	4	9
Kitanta	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	5	9
Lopingo	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	7	9
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	5	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	5	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	21	7
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	6	7
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	7	9
Maintifototsy	<i>Dyospiros perrieri</i>	EBENACEAE	2	4
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	12	9
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	8	6
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	9	7
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	15	12
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	15	12
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	15	12
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	4	7
Pitipitik'ala	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	2	3
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	3	4
Reampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	12	8
Reampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	7	5
Reampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	7	5
Reampy	<i>Brexiella sp</i>	CELASTRACEAE	7	8
Relambo	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	3	4
Relamby gf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	5	4
Sakoambaditsy	<i>Clerodendron sp</i>	VERBENACEAE	8	7
Saringoavy	<i>Phyllanthus casticum</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Saringoavy	<i>Phyllanthus casticum</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Saringoavy	<i>Phyllanthus casticum</i>	EUPHORBIACEAE	3	4
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4

*Tamarindus indica* N°8

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	9
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	9	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	8
Tratramborondreo	<i>Colubrina decipiens</i>	RHAMNACEAE	26	8
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	3	4
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	3	4
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	3	4
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	3	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	6	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	6	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	6	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	8	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	6	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	5	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	5
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	5	4
Tsilaittsy	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	4	6
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	4	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	4	7
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE	4	7
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	4	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	4	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	4	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	4	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	3	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	6	3
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	7	3
Valo	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	8	9
Valo	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	10	9
Vory	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	10	9
Vory	<i>Dombeya spectabilis</i>	STERCULIACEAE	10	9

*Tamarindus indica* N°9

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Alimboro	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	12	8
Alimboro	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	13	10
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	8	5
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	6	7
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	9	8
Anatsiko	<i>Secureniga seyrigii</i>	EUPHORBIACEAE	4	6
Arofy bohy	<i>Commiphora grandifolia</i>	BURSERACEAE	16	6
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	35	6
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	30	12
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	21	8
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	11	7
Farafatsy	<i>Givotia madagascariensis</i>	EUPHORBIACEAE	6	4
Farehitsy	<i>Givotia madagascariensis</i>	EUPHORBIACEAE	9	6
Fatikahitsy	<i>Canthium occidentale</i>	RUBIACEAE	4	5
Halampo	<i>Hibiscus macrogonus</i>	MALVACEAE	11	9
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	4	3
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	5	6
Hazomby	<i>Strchnos decussata</i>	LOGONIAIAEA	5	4
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	7	6
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	7	6
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	7	6
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	5	4
Hazomena	<i>Securinea perrieri</i>	EUPHORBIACEAE	5	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	11	10
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	11	5
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	18	6
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	12	10
Lopingo gf	<i>Diospyros sp</i>	EBENACEAE	5	8
Manamora	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	MELIACEAE	11	5
Manary gf	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	19	10
Manary gf	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	7	8
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	5	6
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	14	9
Menambaho	<i>Foetida asymetrica</i>	LECYTHIDIADACEAE	13	6
Menambaho	<i>Foetida asymetrica</i>	LECYTHIDIADACEAE	14	6
Menambaho	<i>Foetida asymetrica</i>	LECYTHIDIADACEAE	7	5
Namoloina	<i>Foetidia retusa</i>	LECYTHIDACEAE	15	10
Namoloina	<i>Foetidia retusa</i>	LECYTHIDACEAE	14	10
Nato gf	<i>Capurodendron perrieri</i>	SAPOTACEAE	24	5
Nato gf	<i>Capurodendron perrieri</i>	SAPOTACEAE	18	10
Patikahitsy	<i>Phylloctenium decaryanum</i>	BIGNONIACEAE	5	6
Piropitsikala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	5	4
Relambo gf	<i>Uvaria manjensis</i>	ANNONACEAE	6	5
Sakoambaditsy	<i>Poupartia sylvatica</i>	ANACARDIACEAE	17	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	9	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	3	4

*Tamarindus indica* N°9

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	10	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	4
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	9	8
Tanjaka	<i>Anacolosia pervilleana</i>	OLACACEAE	7	8
Tratramborondreo	<i>Colubrina decipiens</i>	RHAMNACEAE	13	6
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	5	4
Tsilaitsy	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	6
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE/ MIMOSACI	5	6
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE/ MIMOSACI	4	5
Tsingena	<i>Albizzia sp</i>	FABACEAE/ MIMOSACI	5	4
Tsitake	<i>Rhus perrieri</i>	ANACARDIACEAE	5	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	5	4
Tsivoanino	<i>Canthium bosseri</i>	RUBIACEAE	7	4
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	10	11
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	15	6
Valotsy	<i>Breonia perrieri</i>	RUBIACEAE	28	7
Vory	<i>Alleanthus greveanus</i>	MORACEAE	10	6

*Tamarindus indica* N°10

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	8	9
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	14	9
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	7	6
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	14	11
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	5	5
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	16	11
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	9	8
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	8	7
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	7
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	5	9
Fandramana	<i>Aphloia theaeformis</i>	FLACOURTIACEAE	3	3
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	6	8
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	14	8
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	11	9
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	14	9
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	24	11
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	22	8
kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	9	6
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	11	9
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	4	3
Kily	<i>Tamarindus indica</i>	FABACEAE	18	9
Kitakala	<i>Bridelia pervilleana</i>	EUPHORBIACEAE	8	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	11	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	7	5
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	8	7
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	11	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	9	5
Lamotiboay	<i>Flacourtia sp</i>	SALICACEAE	4	5
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	12	9
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	6	6
Manary foty	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	8	9
Mangaraharaha	<i>Stereospermum euphorioides</i>	BIGNONIACEAE	12	6
Masinjoany	<i>Coptosperma madagascariense</i>	RUBIACEAE	3	5
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	4	6
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	6	7
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	9	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	9	8
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	4
Taly	<i>Terminalia mantaly</i>	COMBRETACEAE	6	6
Tsilaiby	<i>Stadmania oppositifolia</i>	SAPINDACEAE	3	3
Tsilaity	<i>Noronhia buxifolia</i>	OLEACEAE	5	5
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	4	5
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	5	6
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	12	7
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	5	6

*Tamarindus indica* N°11

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Alimboro	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	10	8
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	6	6
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	13	9
Alimboromalao	<i>Albizzia bernieri</i>	MIMOSACEAE	10	7
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	8	7
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	8	7
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	7	6
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	8	7
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	4	6
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	7	6
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	7	6
Amaninomby	<i>Terminalia fatrea</i>	COMBRETACEAE	6	5
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	10	9
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	6
Anakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	26	11
Arofy	<i>Commiphora mafaidoha</i>	BURSERACEAE	7	7
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	3	5
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	8	7
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	4	6
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	4	6
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	7	7
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	5	7
Beholitsy	<i>Hymenodictyon decaryanum</i>	RUBIACEAE	4	6
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	4	6
Lopingo	<i>Diospyros greveana</i>	EBENACEAE	6	7
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	5	6
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	6	8
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	8	8
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	8	7
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	7	6
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	4	7
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	7	9
Manary fotsy	<i>Dalbergia graveana</i>	FABACEAE	7	6
Mangarahara	<i>Stereospermum euphorioïdes</i>	BIGNONIACEAE	17	6
Masonjoany	<i>Coptosperma madagascariense</i>	RUBIACEAE	5	5
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	6	6
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	9	6
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	5	6
Pitsopitsokala	<i>Rothmania tropophylla</i>	RUBIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	7	7
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	6	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	4	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	5	6
Vaovy	<i>Vitex beraviensis</i>	VERBENACEAE	9	11
Voatsilana	<i>Polyscias ornifolia</i>	ARALIACEAE	5	7



*Tamarindus indica* N°12

Nom vernaculaire	Nom scientifique	Famille	DHP(cm)	Htot(m)
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	8	9
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	16	11
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	8
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	6	6
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	5	7
Ampeny	<i>Strychnos vacacoua</i>	LOGANIACEAE	7	5
Anakaraka	<i>Cordyla madagascariensis</i>	CEASALPINACEAE	26	13
Arofy gf	<i>Commiphora guillaumini</i>	BURSERACEAE	5	5
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	9	6
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	7	6
Hazompasy	<i>Rinorea arborea</i>	VIOLACEAE	14	7
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	8	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	7	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	6	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	6	6
Kitata	<i>Vaccinium corymbosa</i>	VACCINIACEAE	14	5
Kitrakitakala	<i>Bridelia pervilleana</i>	EUPHORBIACEAE	6	5
Lamontoboay	<i>Flacourtia sp</i>	SALICACEAE	9	8
Lamotimboay	<i>Flacourtia sp</i>	SALICACEAE	22	9
Lamotimboay	<i>Flacourtia sp</i>	SALICACEAE	27	11
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	10	6
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	10	6
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	6	6
Lamoty	<i>Flacourtia ramontchi</i>	SALICACEAE	6	6
Mangarahara	<i>Stereospermum euphorioïdes</i>	BIGNONIACEAE	5	6
Mangarahara	<i>Stereospermum euphorioïdes</i>	BIGNONIACEAE	16	8
Mangarahara	<i>Stereospermum euphorioïdes</i>	BIGNONIACEAE	14	8
Manjakabenintany	<i>Baudouinia fluggeiformis</i>	CEASALPINACEAE	5	8
Sarisakoambaditsy	<i>Poupartia sylvatica</i>	ANACARDIACEAE	6	5
Sely	<i>Grewia picta</i>	TILIACEAE	8	8
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	11	6
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	6	5
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	6	5
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	9	6
Voafona	<i>Allophylus salignus</i>	SAPINDACEAE	5	5