

Sommaire

Introduction	5
. I) Synthèse bibliographique	7
1. La banane en Martinique.....	7
<i>i. Géographie & climat de la Martinique : climat tropical humide.....</i>	7
<i>ii. L'économie agricole de la Martinique repose sur la filière banane</i>	7
<i>iii. Systèmes de culture des bananeraies.....</i>	8
<i>iv. Les parasites et ravageurs principaux des bananeraies</i>	8
<i>v. Principales techniques de lutte.....</i>	8
2. Biodiversité végétale et contrôle des populations de ravageurs	9
<i>i. Les possibilités de biodiversité végétale en bananeraie & les plantes de couverture.....</i>	9
<i>ii. Contrôle biologique.....</i>	10
<i>iii. Etude des réseaux trophiques par analyse isotopique</i>	11
3. Activité biologique du sol et de la litière.....	13
4. Objectifs de l'étude.....	13
. II) Matériel et méthodes.....	15
1. Site d'expérimentation et dispositif expérimental	15
<i>i. Choix des parcelles.....</i>	15
<i>ii. Mesure de la productivité de la parcelle.....</i>	15
2. Echantillonnage et piégeage de la macrofaune	16
<i>i. Biodiversité végétale.....</i>	17
<i>ii. Communautés de fourmis.....</i>	17
<i>iii. Populations de charançons.....</i>	17
<i>iv. Litterbags.....</i>	18
3. Analyse isotopique	18
4. Analyse des données	19
<i>i. Analyse de la diversité.....</i>	19
<i>ii. Analyses statistiques</i>	19
. III) Résultats	20
1. Généralités.....	20
<i>i. Abondances.....</i>	20
<i>ii. Regroupement des plantes.....</i>	21
2. La relation fourmis – abondance de charançons.....	22
3. La relation abondance de fourmis - différents groupes de plantes	23
<i>i. Abondance totale des fourmis.....</i>	23
<i>ii. F1 : Solenopsis.....</i>	24
<i>iii. F2 : Pheidole.....</i>	24
<i>iv. F3 : Paratrechina.....</i>	24
<i>v. F4 : Wasmannia.....</i>	24
<i>vi. F6 : Componotus.....</i>	25
<i>vii. Autres.....</i>	25
<i>viii. Matrice des corrélations</i>	26
4. Influence des espèces de plantes les plus communes sur l'abondance de fourmis.....	27
5. Analyse isotopique	27
<i>i. Valeurs moyennes des signatures isotopiques</i>	27
<i>ii. Variation de la signature en 15N des fourmis.....</i>	28
<i>iii. Construction des modèles</i>	28
<i>iv. Tableau récapitulatif.....</i>	28
6. Dégradation de la matière organique.....	30
7. Productivité de la bananeraie.....	31

.	IV) Discussion	32
1.	Abondances.....	32
2.	Analyse isotopique	33
3.	Litterbags	34
4.	Productivité.....	34
5.	Perspectives et améliorations	35
.	Conclusion	36
.	Remerciements	37
.	Bibliographie	38
.	Annexes	42

Introduction

Le secteur de la banane est le premier employeur privé aux Antilles, et constitue la première culture d'exportation, avec 270 000 tonnes de bananes exportées chaque année vers l'Europe (dont 220 000 produites en Martinique) (Gervais *et al.* 2011). Cette production repose largement sur la pratique de monocultures intensives, ce qui a pour conséquence une productivité importante mais également un impact sur l'environnement non négligeable, avec l'utilisation abondante d'intrants, ainsi qu'une sensibilité exacerbée aux bio-agresseurs.

La Martinique étant un milieu insulaire fragile, les problématiques de pollution par les produits phytosanitaires engendrent une réorientation de la filière banane vers une pratique agricole plus durable, d'où la mise en place du 'plan banane durable'. Celui-ci a été formalisé pour répondre aux attentes des consommateurs, aux enjeux environnementaux, ainsi qu'aux prérogatives du 'plan Ecophyto 2018', qui a pour but de diminuer de 50% l'utilisation des produits phytosanitaires d'ici 2018.

Le charançon du bananier (*Cosmopolites sordidus*) est le principal ravageur des bananeraies dans la plupart des régions de production (Gold *et al.*, 2011). Il est à l'origine de pertes de rendement importantes. Depuis l'interdiction d'utilisation de chlordécone (pesticide luttant contre le charançon de manière efficace mais très nocive pour la santé et l'environnement), la filière a du trouver d'autres moyens de lutte contre ce ravageur. Les différentes espèces des réseaux trophiques des agroécosystèmes, et en particulier les prédateurs généralistes, peuvent jouer un rôle important pour le contrôle des ravageurs (Cardinale *et al.*, 2003 ; Costamagna *et al.*, 2007). Dans le cas du charançon, les prédateurs généralistes les plus intéressants sont les fourmis. Les bases du réseau trophique des agroécosystèmes étant les végétaux présents, ceux-ci ont donc une influence sur la constitution de ce réseau trophique.

Le but de cette étude est donc de voir l'impact de la diversité végétale sur l'abondance, la diversité, et la structure trophique des fourmis, et l'influence de cela sur l'abondance de charançons. L'impact de la diversité végétale sur la productivité de la bananeraie ainsi que sur l'activité de la micro et macro faune du sol seront également étudiés.

Une présentation plus détaillée du contexte de l'étude et des principales définitions nécessaires à la compréhension du sujet est faite dans une première partie de synthèse bibliographique. Dans une deuxième partie, les méthodes utilisées pour réaliser cette étude

sont décrites. Enfin, les résultats sont présentés, puis discutés, dans une troisième et quatrième partie.

• I) Synthèse bibliographique

1. La banane en Martinique

i. Géographie & climat de la Martinique : climat tropical humide

Située dans la mer des Caraïbes, la Martinique s'étend sur 1 100km² (Insee, 2011). On sépare généralement l'île en deux zones : au nord, la partie montagneuse et sauvage, domaine de la forêt tropicale, et au sud, la zone plus sèche et plus plate. C'est un climat tropical humide, avec des températures variant peu (autour de 26°C). On distingue également deux saisons, liées aux précipitations : la saison humide (ou *hivernage*) de mai à novembre, et la saison sèche (*carême*) de février à avril. (Météofrance, Institut de Géographie National, 2011).



Figure 1 Carte Antilles (source martinique-nature)

ii. L'économie agricole de la Martinique repose sur la filière banane

L'agriculture martiniquaise occupe 30% de la surface de l'île, emploie 12% de la population active et assure 6% du produit brut régional (Insee, 2011).

En termes de production mondiale, la banane est le quatrième produit agricole après le riz, le blé et le maïs (Lassoudière, 2007). L'économie a encouragé les agriculteurs à s'orienter vers des systèmes de monoculture intensive. L'intensification ne peut se réaliser que si

l'agriculteur à la possibilité et les moyens de protéger sa culture des maladies et des parasites et d'entretenir la fertilité du sol.

iii. Systèmes de culture des bananeraies

Le bananier est une herbe géante monocotylédone de grande taille sans tige végétative aérienne. La tige souterraine est le lieu de formation des racines, des feuilles et de l'inflorescence, c'est à ce niveau que se différencient les rejets assurant la multiplication végétative de la plante. Le pseudotrone n'est pas une vraie tige, il est constitué de l'imbrication de gaines foliaires les unes dans les autres. (Lassoudière, 2007).

En Martinique, la banane est très majoritairement cultivée comme monoculture monovariétale (*Musa* spp., AAA, sous groupe Cavendish). La production est intensive, mais la nécessité de s'orienter vers une agriculture plus durable se fait ressentir, on assiste donc à un retour vers la jachère ou les rotations culturales. (UGPBAN 2005). Après deux cycles (de huit à onze mois chaque selon l'altitude et le climat), la bananeraie est désynchronisée, et la récolte des régimes de banane se fait toute l'année (Tixier, 2005).

iv. Les parasites et ravageurs principaux des bananeraies

Les principaux freins à la production de bananes sont les maladies et ravageurs des bananeraies. Aujourd'hui en Martinique, les trois ennemis majeurs sont : les *Cercosporioses*, jaune et plus récemment la noire, maladie fongique très importante. En ravageurs, la lutte est principalement dirigée contre d'une part les nématodes, notamment *Radopholus similis*, et d'autre part le très connu charançon du bananier : *Cosmopolites sordidus*, dont les larves, issues d'œufs pondus dans le bulbe des bananiers, cause des dégâts très importants (Ganry, 2004, Gold *et al*, 2001).

Des moyens de lutte plus ou moins efficaces sont connus et utilisés, mais aucune méthode ne permet d'éradiquer de manière saine et complète ces problèmes.

v. Principales techniques de lutte

Pendant longtemps, le moyen de lutte contre les charançons, ravageur principal, a été l'utilisation abondante de chlordécone. Longtemps controversé, ce pesticide appliqué sur le sol des bananeraies en Martinique et en Guadeloupe a été interdit en 1993 (INVS 2010).

Pour des raisons de santé, d'environnement, et de contrainte économique, on ne peut actuellement plus concevoir la protection phytosanitaire uniquement sous le seul aspect de la lutte chimique. Il est nécessaire de trouver des alternatives, des nouveaux moyens de lutte, aussi efficace, plus sûrs et durables. Les techniques envisageables pour la lutte contre le charançon concernent majoritairement l'adaptation des pratiques culturales. Celles-ci concernent notamment les rotations et les jachères qui permettent d'éradiquer les populations de charançons présentes sur une parcelle : en supprimant les bananiers, on rend le milieu non viable pour ces insectes. De même, l'agencement des parcelles dans l'exploitation peut jouer sur la prévention de l'invasion d'une parcelle par les charançons. Un moyen très répandu de lutte contre le charançon est l'utilisation de pièges à phéromones pour capturer les charançons. Cette méthode, si elle est suivie régulièrement, peut s'avérer très efficace. Enfin, une autre méthode envisageable est la lutte biologique, c'est-à-dire de favoriser les ennemis naturels afin d'exercer une pression sur les populations de ravageurs.



Figure 2 Piège à phéromone 'Pitfall' (source D. Dagneaux)

2. Biodiversité végétale et contrôle des populations de ravageurs

i. Les possibilités de biodiversité végétale en bananeraie & les plantes de couverture

La biodiversité végétale dans les bananeraies comprend des adventices et des plantes de couverture. Pendant les premiers cycles, les adventices sont généralement contrôlés par l'application d'herbicides, puis l'ombrage des bananiers et le paillage de l'entre rang par les résidus de culture permet de limiter leur croissance (l'herbicide est alors appliqué 'par tache') (Lassoudière 2007, Achard *et al.* 2005).

D'autres solutions pour lutter contre les adventices sont en cours d'étude : mise en place d'un mulch (paillis) avant la plantation de la bananeraie, gestion des adventices mécaniquement par broyage, et enfin, mise en place de plantes de couverture. Cette pratique

culturale est de plus en plus mise en avant car elle permet non seulement la gestion des adventices, en les éliminant de manière compétitive, mais elle a aussi d'autres bénéfices. (Lal *et al*, 1991 ; Gallien, 1995 ; Dexter, 1991). Les plantes de couverture sont donc une alternative durable aux herbicides (Altieri, 1999). En plus du contrôle des adventices, de nombreuses études ont montré qu'un système diversifié était plus stable dans le temps qu'une monoculture (Vandermeer *et al*, 1998 ; Tilman *et al*, 2006). La mise en place d'un tapis végétal augmenterait donc la diversité des différents compartiments vivants des bananeraies (microflore et macrofaune du sol et de la litière). Il a été montré que la diversité végétale avait un impact sur les populations d'insectes. Il convient de choisir des plantes qui ont un effet positif, par exemple qui augmentent les populations et densité de prédateurs généralistes (contrôle biologique), et d'éliminer celles qui auraient des effets négatifs, comme être des ressources, ou réservoirs de populations de ravageurs (Quéhervé *et. al*, 2005).

ii. Contrôle biologique

De nombreuses études ont été réalisées sur l'impact de la diversité végétale sur les populations de ravageurs, particulièrement dans des agroécosystèmes. De manière générale, plus le système est diversifié, plus les populations de ravageurs sont faibles (Altieri & Letourneau, 1982, Cannon, 1998). En effet, plus il y a de ressources primaires (autrement dit, plus la diversité végétale est importante), plus on augmente le nombre de proies, et donc le nombre de prédateurs (Arim *et al*, 2004). Dans les agroécosystèmes, on cherche à ce que les prédateurs exercent un contrôle '*top-down*' sur les espèces nuisibles au fonctionnement agronomique du système (Chen & Wise, 1999). Il a également déjà été montré dans le cas de la bananeraie aux Antilles, que la modification de pratiques culturales pouvait entraîner une augmentation de la biodiversité végétale et donc une diminution de la pression parasitaire (Ganry, 2004).

En augmentant le nombre de ressources primaires, il y a aussi un risque d'augmenter certains phytophages indésirables (par un effet bottom-up, avec une nouvelle ressource utilisable par ces organismes). Il y aussi le risque de modifier les relations entre les prédateurs, par exemple en augmentant la prédatation intragUILDE qui pourrait réduire le potentiel de préation des phytophages ravageurs (Rickers, 2006). Il faut donc prêter attention au changement de l'ensemble du réseau trophique lors de l'ajout d'une ou plusieurs ressources primaires.

Dans le cas des bananeraies, les fourmis sont des prédateurs possibles du charançon du bananier (consommation des œufs ou des larves de charançons). Ceci a été prouvé en Uganda (Abera-Kalibata *et al*, 2008), où, dans un dispositif expérimental, des fourmis *Odontomacchus spp.* introduites à des densités différentes dans des systèmes avec des populations de charançons différentes. Ces fourmis diminuaient bien les populations de charançons en s'attaquant aux œufs.

A Cuba, des fourmis de la même espèce sont utilisées comme moyen de contrôle biologique sur les charançons (Perfecto & Castenieras, 1998). De manière générale, les fourmis sont des prédateurs généralistes très répandus, exerçant des contrôles biologiques dans de nombreuses situations (Wah & Khoo, 1992), et qui à priori ne gênent pas le fonctionnement de la bananeraie.

iii. Etude des réseaux trophiques par analyse isotopique

Un réseau trophique se définit comme l'ensemble des relations alimentaires entre espèces au sein d'une communauté et par lesquelles l'énergie et la matière circulent. La connaissance de ce réseau est donc indispensable pour la gestion d'un écosystème. Dans notre cas (insectes de petite taille et résultats valides dans le temps) les mesures d'abondance et l'analyse de la variation naturelle d'isotopes stables sont les moyens les plus adaptés (Ponsard & Ardit, 2000).

Généralités sur les isotopes

Les principaux atomes qui constituent les molécules du vivant sont généralement présents sous forme de plusieurs isotopes, c'est-à-dire avec le même nombre de protons et d'électrons mais un nombre différent de neutrons (Remaud et Akoka, 2004).

Pour connaître la signature isotopique d'un échantillon, on définit :

- Le rapport isotopique R égal au quotient du nombre d'isotopes lourds par le nombre d'isotopes légers sur un élément donné. Par exemple, le rapport isotopique du ^{13}C est défini comme : $R = ^{13}\text{C} / ^{12}\text{C}$.
- Les proportions isotopiques sont exprimées en unités relatives, δ désignant l'écart entre la teneur de l'échantillon considéré et un standard conventionnel (ref). La déviation isotopique δ est donc définie comme :

$$\delta = 1000 * (R_{\text{ech}} - R_{\text{ref}}) / R_{\text{ref}} \quad (\text{valeur en } \text{‰})$$



où R_{ech} et R_{ref} sont respectivement les rapports isotopiques de l'échantillon à mesurer et de l'échantillon de référence. Les références sont le Pee Dee Belemnite (PDB) pour le carbone avec $R = {}^{13}\text{C} / {}^{12}\text{C} = 0.0112372$, et l'azote atmosphérique pour l'azote avec $R = {}^{15}\text{N} / {}^{14}\text{N} = 0.0036765$ (Anderson & Polis, 1998, Hobson *et al.* 1994).

Signature isotopique des végétaux

Les signatures isotopiques en carbone des végétaux sont différentes selon le métabolisme et l'environnement du végétal. Les plantes à métabolisme photosynthétique de type C3 (comme le bananier) possèdent une déviation de l'ordre de -28‰ en moyenne en zone tempérée et de -30‰ en zone tropicale (Medina *et al.*, 1999, Renaud & Akoka, 2004). Pour les plantes en C4 (comme *Brachiaria decumbens*), cette valeur se situe entre -13 et -14‰ (Medina *et al.*, 1999, Renaud & Akoka, 2004).

Transmission des isotopes dans le réseau trophique

Les tissus animaux sont très faiblement enrichis en ${}^{13}\text{C}$ comparé à leur source de nourriture, en moyenne $0.4 \pm 1.4\text{‰}$ (Gearing *et al.*, 1984). Les valeurs de ${}^{13}\text{C}$ sont donc conservées dans les chaînes alimentaires, et donnent des informations sur l'identité du producteur primaire de la chaîne. L'enrichissement trophique isotopique en ${}^{15}\text{N}$ est la différence entre le $\delta^{15}\text{N}$ d'un organisme et celui de sa nourriture. L'enrichissement trophique vaut en moyenne $3.4 \pm 1.1\text{‰}$ (Minagawa et Wada, 1984). La signature en azote d'un organisme permet donc de déterminer le niveau trophique de l'individu, ou de l'espèce considérée. (Ponsard & Ardit, 2000).

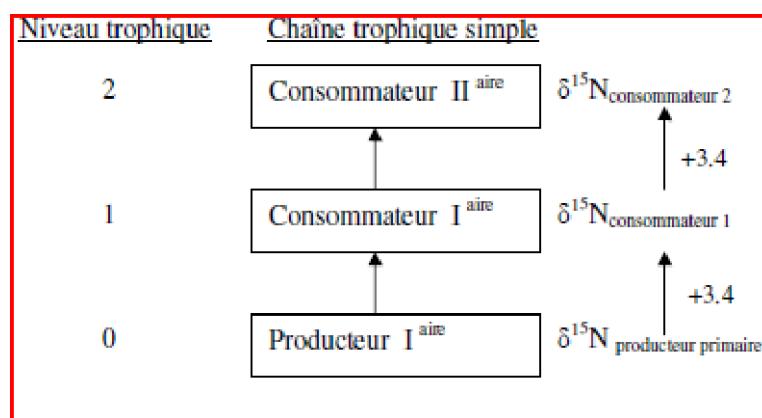


Figure 3 Détermination du niveau trophique (Source: A. Lavigne)

3. Activité biologique du sol et de la litière

Les résidus de culture sont le plus souvent laissés sur la parcelle, composant ainsi un mulch qui a plusieurs avantages, notamment en apportant de la matière organique, et donc une source de carbone et d'azote. Les besoins d'une culture en azote sont aux alentours de 200kgN/ha/an, et les exportations (régimes récoltés) ne représentent que 60kgN/ha/an. On a donc 70% de l'azote de la plante présents sous forme de résidus et restitués au sol (Godefroy, 1975). Le recyclage des nutriments est-il efficace ?

Pour l'expérience, on essaye de mesurer l'activité des micro- et macro organismes du sol d'une bananeraie. Si ceux-ci sont nombreux, ou plutôt que leur activité est importante, alors ils améliorent la minéralisation, et donc la disponibilité en azote minéral dans le sol (Hartwig & Ammon, 2002). Les macro-organismes participent également à l'augmentation de la porosité du sol, et donc de la capacité d'infiltration du sol (Kushwaha *et al*, 2000 ; Stinner, 1990). Globalement, les micro et macro-organismes du sol améliorent les conditions et les propriétés du sol (Lal *et al*, 1988), et augmentent la productivité des plantes (de 35% dans l'essai de Sackett *et al*, 2010). Il a été montré qu'une perte de biodiversité entraînait une diminution du recyclage des nutriments (Scherber *et al*, 2010). En mesurant l'activité des organismes du sol on évaluera donc l'intensité du recyclage des nutriments.

En Côte d'Ivoire, 86% des résidus sont décomposés dans les 2 mois suivant l'apport (Godefroy, 1975). Les feuilles de bananier se décomposent moins vite que les pseudotroncs, mais à une vitesse raisonnable et donc facile à mesurer (50% en 60 jours avec la présence de la macrofaune, en 169 jours sans) (Lekasi *et al*, 1999 ; 2001).

4. Objectifs de l'étude

Cette étude visait à comprendre l'effet de la biodiversité végétale des bananeraies sur

- la structure des communautés des fourmis
- la régulation du charançon du bananier
- la production des bananeraies (rendement)
- l'activité biologique à la surface du sol

La méthodologie se basait sur l'étude d'un réseau de parcelles couvrant un gradient de biodiversité végétale (comprenant plantes de couverture et adventices). L'étude de la structure

des communautés de fourmis reposait sur des mesures d'abondance et sur des mesures de concentration en isotope stable de l'azote (15N) et du carbone (13C). Enfin, l'activité biologique du sol a été évaluée par des 'litterbags' et le rendement des parcelles évalué par la densité et la taille des bananiers de chaque parcelle. L'ensemble de ces données a été analysé avec des modèles linéaires généralisés.

• II) Matériel et méthodes

1. Site d'expérimentation et dispositif expérimental

i. Choix des parcelles

Le but de l'expérience était d'évaluer l'impact de la biodiversité végétale du sol sur les populations de fourmis et de charançons, ainsi que sur l'activité biologique du sol (dégradation de la matière organique). Cette relation a déjà été étudiée dans des parcelles expérimentales en comparant deux situations (avec et sans plantes de couverture). Dans notre étude, nous avons donc cherché à étudier un gradient plus large de situations et cela dans un contexte réel d'exploitation commerciale.

Nous avons étudié un grand nombre de parcelles (dans la limite du temps disponible) couvrant un gradient de biodiversité végétale mais dans un contexte de sol et de climat peu différent. Les parcelles étaient au moins à leur 3^{ème} cycle de production, ce qui permettait d'être dans un relatif état d'équilibre écologique. Ces parcelles n'avaient pas reçu d'application d'insecticides ou nématicides au cours des 4 derniers mois, ni n'avaient été traitées par des herbicides durant la durée de l'expérience (4 semaines). Le gradient étudié s'étendait sur toute l'échelle d'intensité de biodiversité végétale, allant de la parcelle sur sol nu à une parcelle complètement enherbée. Finalement, nous avons échantillonné sur **50** parcelles chez **8** planteurs différents (cf. **annexe 1 & 2**).

ii. Mesure de la productivité de la parcelle

Pour chaque parcelle, nous avons mesuré sa productivité en comptant le nombre de pieds végétatifs (dans une aire de 20m x 20m) et en mesurant le diamètre moyen de 20 bananiers portant un régime ou en fleur (mesure à 1m du sol). Ces mesures nous ont permis de calculer la surface occupée par les pseudotroncs des bananiers/surface du sol (la surface terrière).

2. Echantillonage et piégeage de la macrofaune

Pour chaque parcelle, les mesures de biodiversité végétale, de communauté des fourmis, des populations de charançons, et d'activité de décomposition de la matière organique végétale ont été répétées 10 fois et de manière appariée (cf. figures 3 & 4).

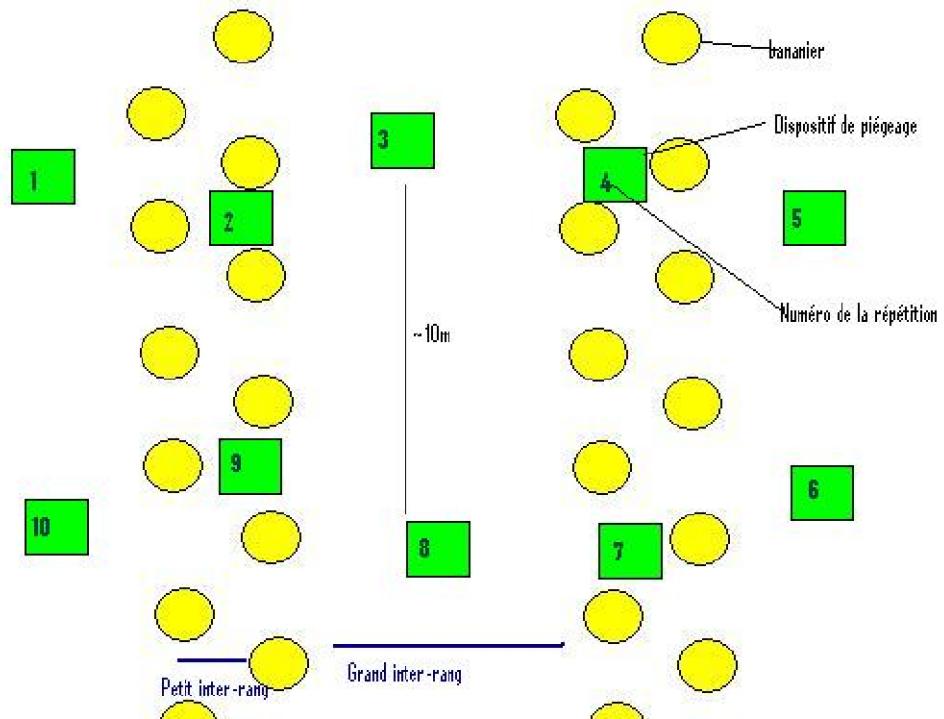


Figure 4 Dispositif expérimental: 10 répétitions par parcelle

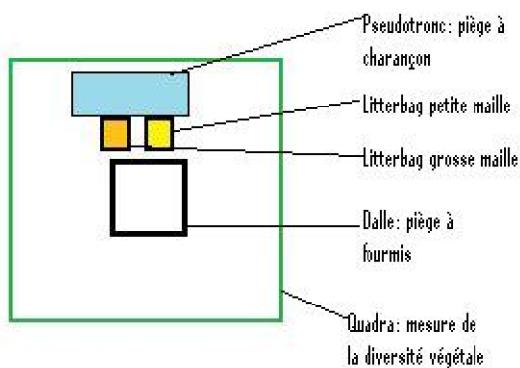


Figure 5 Dispositif expérimental : appariement des mesures

i. Biodiversité végétale

Afin de mesurer la biodiversité végétale, nous avons utilisé la méthode du quadra (Fournier & Planchon, 1998). Un carré de 1m² délimité par un cadre en PVC était posé sur le sol de la parcelle. Dans ce cadre, les différentes espèces étaient identifiées. Puis on pèse la biomasse de chaque espèce en coupant les tiges des plantes à ras du sol et en pesant sur place. Les espèces qui n'ont pas pu être identifiées sur place sont prises en photo et prélevées afin d'être identifiées ultérieurement. Sur chaque parcelle, on prélève un échantillon par espèce végétale présente, pour l'analyse isotopique.

ii. Communautés de fourmis

Nous avons évalué l'abondance des fourmis présentes avec un dispositif attractif standardisé composé d'une dalle blanche en céramique (30 x 30 cm). Sur chaque dalle, nous avons déposé en son centre une tâche (5sm de diamètre) d'appât composé d'un tiers de miel et de deux tiers de miettes de thon en conserve. Après 30 minutes sur la dalle, une photo a été prise permettant de compter les fourmis présentes sur la dalle. Nous avons choisi une durée de 30 minutes après avoir testé plusieurs durées différentes (cf. annexe 3) et celle-ci semblait à la fois la plus représentative et la plus simple à mettre en place. Immédiatement après la prise de la photo, des fourmis ont été prélevées avec un aspirateur à bouche pour identification (cf annexe 4) et l'analyse isotopique. Nous avons fait un prélèvement différent pour chaque espèce différente présente sur une même dalle.

Le comptage de fourmis a été fait grâce au logiciel ImageJ® qui a permis en comptant les pixels associés aux fourmis d'évaluer la population totale. Si plusieurs espèces étaient présentes sur la même plaque, nous avons réalisé un comptage manuel.

iii. Populations de charançons

Sur chaque répliquât, les charançons ont été piégés avec un piège dit 'à pseudotroncs', composé d'un morceau de pseudotrone de 40cm de longueur coupé dans la longueur. Afin d'augmenter son attractivité, nous avions disposé sur ce piège une capsule de phéromone (sordidine). Cette phéromone d'agrégation, émise par les charançons adultes mâles attire de manière identique les charançons mâles et femelles. Ces pièges étaient disposés à la place de la dalle une fois le comptage et la capture de fourmis terminés. Après une semaine, nous

réalisions un comptage des charançons présents sur chaque piège, certains individus ont été prélevés pour l'analyse isotopique.

iv. Litterbags

L'activité de décomposition de la matière organique végétale de la litière a été évaluée avec des litterbags. Deux types de litterbags ont été utilisés de manière appariée.

- en filet *insect-proof*, permettant de mesurer la dégradation de la matière organique par les champignons,
- en grillage (maille de 5 x 5mm) permettant d'évaluer l'activité de la micro et macrofaune du sol.

Les litterbags faisaient 10 x 15cm, et on les rempli au préalable de 20 grammes de feuilles de bananiers. Les feuilles de bananiers sont prélevées sur des bananiers Cavendish appartenant au CIRAD pour être avoir une origine à peu près homogène et être sur qu'aucun traitement fongique n'a été appliqué sur les feuille (pouvant perturber l'activité fongique). Un aliquotes représentatifs des feuilles prélevées pour mesurer la teneur en eau des feuilles utilisées. Après 4 semaines au champ, les litterbags ont été récoltés, séchés (1 semaine à l'étuve) et pesés.

3. Analyse isotopique

Nous avons réalisé des analyses isotopiques afin de connaître la teneur en ¹³C des ressources primaires la base de la chaîne tropique (plantes adventice et bananiers) et pour appréhender la structure du réseau trophique des fourmis et des charançons. Après prélèvement des échantillons, ceux-ci ont immédiatement été congelés. Ils ont ensuite été lyophilisés pendant 24 à 48 heures. Les échantillons de végétaux et charançons ont été réduits en poudre par un broyeur à billes. Chaque échantillon a ensuite été encapsulé (capsules en étain standard de 4 x 3.2 mm), avec 0.4 mg de chaque échantillon animal et 0.7 mg pour les végétaux. Les 1248 échantillons ont ensuite été envoyés pour analyses par Spectrométrie de Masse des Rapports Isotopiques (SMRI) au laboratoire d'analyse Scottish Crop Institute de Dundee en Ecosse. L'abondance isotopique en ¹³C et en ¹⁵N ont été calculées comme suit :

$$\delta^{13}\text{C} = 1000 * (\text{R}_{\text{éch}} - 0.0112372) / 0.0112372 \text{ (valeur en %)}$$

$$\delta^{15}\text{N} = 1000 * (R_{\text{éch}} - 0.0036765) / 0.0036765 \text{ (valeur en %)}$$

$R_{\text{éch}}$: rapport isotopique de l'échantillon à mesurer.

4. Analyse des données

i. Analyse de la diversité

La diversité végétale et la diversité des fourmis ont été évaluée avec l'indice de Shannon, basé sur la notion d'entropie :

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Avec H' : indice de biodiversité de Shannon

- i : une espèce du milieu d'étude (fourmi ou plante selon le cas)
- p_i : la proportion d'une espèce i par rapport au nombre total d'espèces (S) vivant dans le milieu = n_i / N (avec n_i le nombre d'individus de l'espèce i et N l'effectif total des individus)

ii. Analyses statistiques

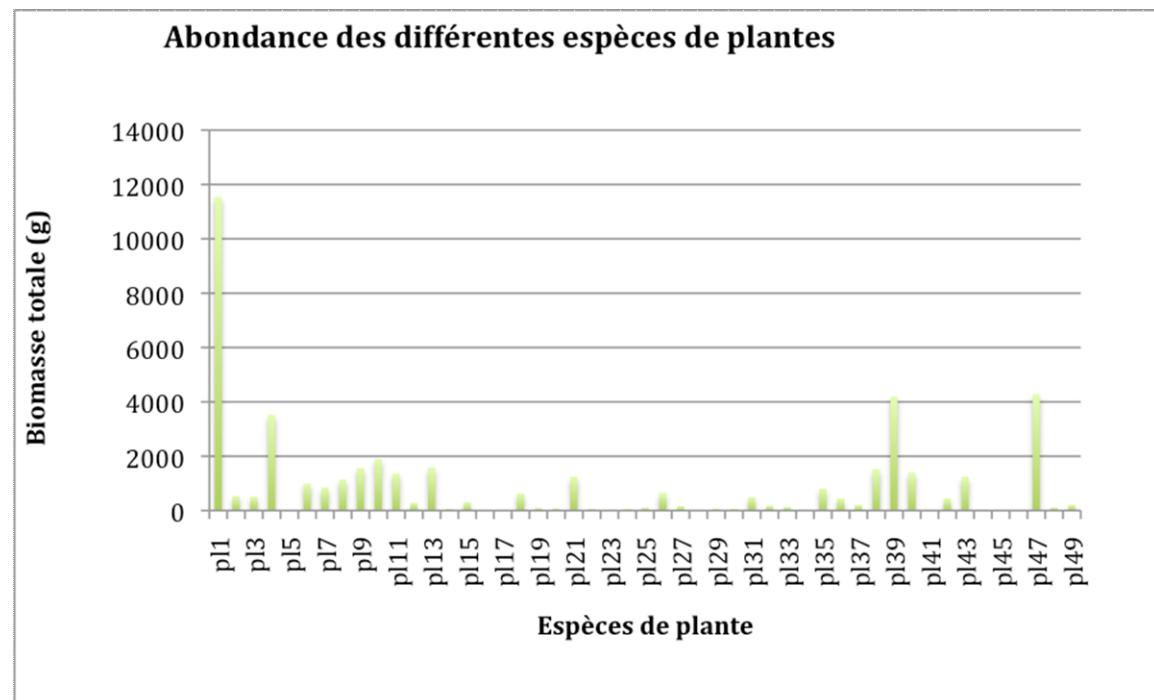
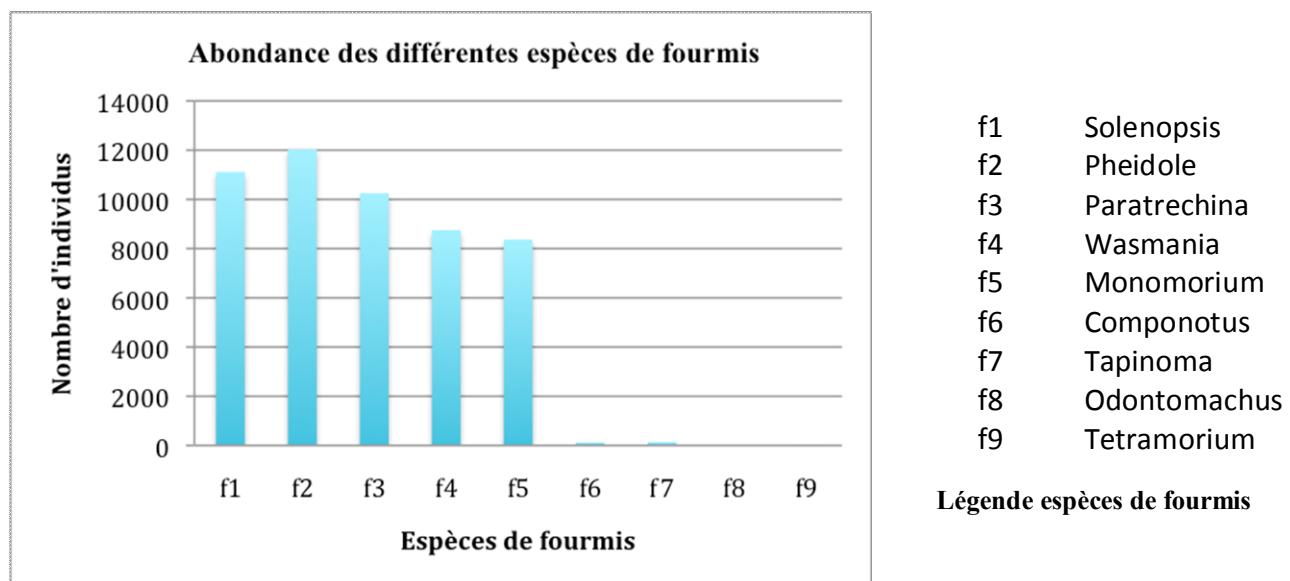
L'ensemble des analyses ont été réalisées avec les logiciels Excel, XLStats, SigmaPlot, et R (R Development Core Team, 2008) avec les packages « ade4 » et « lme4 ». Nous avons utilisé des modèles linéaires généralisés mixtes (GLMM : Generalized Linear Mixed Model), permettant d'étudier l'effet de variables explicatives tout en prenant en compte l'effet de variables dont l'on ne veut pas directement tester la significativité (effet aléatoire, par exemple l'effet de la parcelle). Dans le cas de l'analyse de mesure d'abondance, nous avons utilisé une distribution des erreurs suivant une loi de Poisson. Enfin, la sur-dispersion des erreurs a été prise en compte dès que cela était nécessaire, par un effet aléatoire correspondant au numéro d'échantillon. Les modèles ont été construits de manière itérative en ajoutant progressivement les variables explicatives significatives. Notre jeu de données comportait pour chaque variable mesurée 500 répétitions (10 'pièges' x 50 parcelles).

• III) Résultats

1. Généralités

i. Abondances

Neuf espèces de fourmis ont été capturées, et 49 espèces de végétaux identifiées.



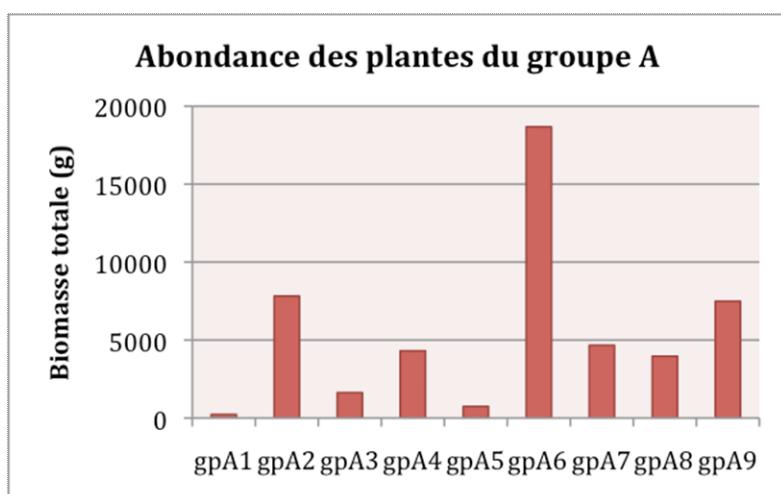
ii. Regroupement des plantes

En raison du grand nombre d'espèces identifiées, les plantes ont été regroupées de deux manières différentes de manière à avoir moins de données à manipuler.

- Regroupement par analyse multivariée (groupe A)

L'analyse multivariée permet de regrouper les plantes retrouvées fréquemment dans les mêmes quadras. La lecture de graphe (cf annexe) permet d'obtenir 9 groupes de plantes différents.

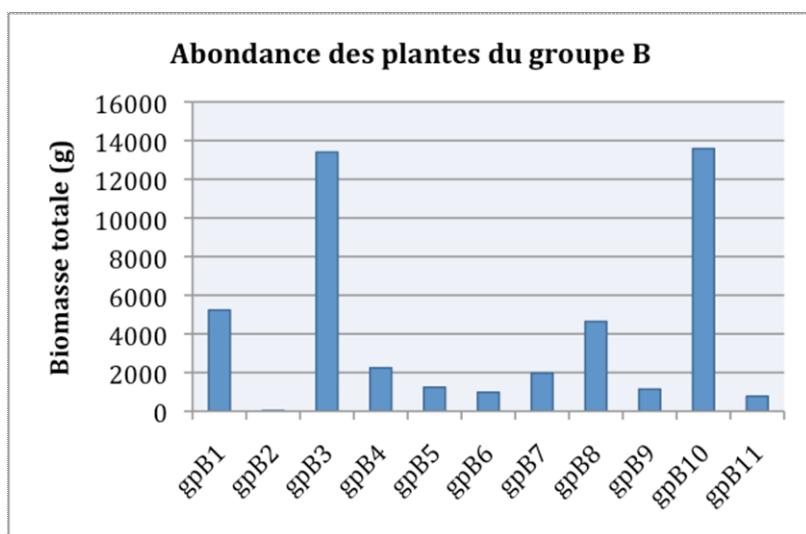
gpA1	22; 24; 25
gpA2	21; 31; 42; 43; 47; 48
gpA3	23; 32; 40
gpA4	45; 46; 47
gpA5	2; 37
gpA6	1; 3; 4; 9; 38
gpA7	7; 13; 18; 27; 28; 29; 30 ; 41; 33; 8
gpA8	5; 11; 12; 14; 15; 17; 19; 26; 34; 35; 49
gpA9	6; 10; 16; 20; 36; 39



- Regroupement taxonomique

On regroupe les plantes selon des familles ou catégories prédefinies.

gpB1	Cypéracées	4; 11; 12; 30
gpB2	Astéracées	44
gpB3	Grandes graminées	2; 5; 7; 9; 10; 13; 15; 16; 26; 42; 43; 46; 47
gpB4	Petites graminées	35; 40; 41
gpB5	Euphorbiacées	6; 20 (?); 23; 33; 45
gpB6	Arbustes	18; 19; 22; 27; 34
gpB7	Rampantes	21; 24; 29; 31; 48
gpB8	Légumineuses	28; 36; 39
gpB9	Pipéracées	8
gpB10	Petites de couverture	1; 3; 38
gpB11	restes	14; 25; 32; 37; 49



2. La relation fourmis – abondance de charançons

On teste l'influence des facteurs suivant sur l'abondance de charançons : la diversité végétale, la biomasse totale des plantes, de chaque groupe de plantes, la somme totale des fourmis ainsi que l'abondance de chaque espèce de fourmis.

En choisissant les résultats d'ANOVA les plus significatifs, nous avons construit pas à pas le modèle suivant :

	Df	AIC	logLik	Chisq	Df	Pc
cha modèle 0	3	756.66	-375.33			
cha / f1	4	754.26	-373.13	4.4058	1	0.03582*
cha / f2	4	754.33	-373.16	4.3345	1	0.03735*
cha / f5	4	752.95	-372.48	5.7096	1	0.01687*
cha / f5 + f1	5	750.14	-370.07	1.05E+01	2	0.005187**
<i>cha / f5 + f1 + f2</i>	6	748.82	-368.41	1.38E+01	3	0.003133**

Le modèle obtenu nous donne les corrélations suivantes :

F5 : Monomorium (-0.003102)

F1 : Solenopsis (-0.003116)

F2 : Pheidole (0.0011348)

3. La relation abondance de fourmis - différents groupes de plantes

L'influence des différents facteurs (biomasse totale, biomasse des différents groupes de plantes, abondance des différentes espèces de fourmis, etc.) sont testées sur l'abondance de chacune des espèces de fourmis. Des modèles sont alors construits de la même manière que pour l'abondance de charançons. Les facteurs de corrélations sont donnés dans un tableau récapitulatif à la fin de cette section.

i. Abondance totale des fourmis

	Df	AIC	logLik	Chisq	Df	Pc
tot fourmis modèle 0	3	2830.6	-1412.3			
tot fourmis / gpA3	4	2824.1	-1408.1	8.4837	1	0.003583**
tot fourmis / gpB5	4	2827	-1409.5	5.6019	1	0.01794 *
tot fourmis / gpB6	4	2828.1	-1410.1	4.4718	1	0.03446 *
<i>tot fourmis / gpB5 + 6</i>	5	2824.8	-1407.4	9.7929	2	0.007473**

Il en ressort que les groupes de plantes 5 (Euphorbiacées) et 6 (les arbustes) ont le plus d'influence sur l'abondance totale de fourmis.

ii. F1 : Solenopsis

	Df	AIC	logLik	Chisq	Df	Pc
F1 modèle 0	3	877.2	-435.6			
F1 / gpA1	4	5870.68	-431.34	8.5142	1	0.003524**

iii. F2 : Pheidole

	Df	AIC	logLik	Chisq	Pc	
F2 modèle 0	3	1029.7	-511.86			
F2 / gpA2	4	1012.3	-502.16	19.407	1	1.056e-05 ***
F2 / gpB3	4	1022.7	-507.33	3.065	1	0.002605 **
F2 / gpB7	4	1023.8	-507.91	7.8988	1	0.004947 **
f2 / gpB3 + gpB7	5	1018.1	-504.04	15.637	2	0.0004022 ***

On obtient des modèles significatifs avec les deux regroupements de plantes différents. Le modèle prenant en compte le regroupement taxonomique montre que les grandes graminées et les plantes rampantes ont une influence significative sur l'abondance de Pheidole.

iv. F3 : Paratrechina

	Df	AIC	logLik	Chisq	Pc	
F3 modèle 0	3	1300	-646.99			
F3 / div plantes	4	1296.2	-644.09	5.7886	1	0.01613 *
F3 / gpA4	4	1297.6	-644.8	4.3814	1	0.03633*
f3 / divplantes + gpA4	5	1295	-642.48	9.0209	2	0.01099 *

v. F4 : Wasmannia

	Df	AIC	logLik	Chisq	Pc	
F4 modèle 0	3	705.67	-349.84			
F4 / gpB8	4	702.77	-347.39	4.9023	1	0.02682 *

vi. F6 : Componotus

	Df	AIC	logLik	Chisq	Pc	
F6 modèle 0	3	284.14	-139.07			
F6 / tot plantes	4	280.55	-136.28	5.5855	1	0.01811 **
F6 / gpA2	4	277.25	-134.63	8.8857	1	0.002874 **
F6 / gpB7	4	277.99	-135	8.1459	1	0.004316 **
f6/ div*tot + gpA2	7	281.67	-199.83	10.472	4	0.03319 *
f6 / div*tot + gpB7	7	280.97	-133.49	11.165	4	0.02477 *

vii. Autres

On ne trouve aucun facteur significatif pour les espèces suivantes : Monomorium, Tapinoma, Ondontomachus et Tetramorium, probablement car elles n'ont pas été suffisamment piégées.

viii. Matrice des corrélations

	Abondance charançons	Abondance total fourmis	Abondance <i>Solenopsis</i>	Abondance <i>Pheidole</i>	Abondance <i>Paratrechina</i>	Abondance <i>Wasmannia</i>	Abondance <i>Componotus</i>
Diversité plantes	X	X	X	X	-1,5094	X	X
Abondance plantes	X	X	X	X	X	X	X
Diversité*Abondance	X	X	X	X	X	X	X
gpA1	X	X	-12,853	X	X	X	X
gpA2	X	X	X	X	X	X	0,011144
gpA3	X	X	X	X	X	X	X
gpA4	X	X	X	X	-3,2999	X	X
gpA5	X	X	X	X	X	X	X
gpA6	X	X	X	X	X	X	X
gpA7	X	X	X	X	X	X	X
gpA8	X	X	X	X	X	X	X
gpA9	X	X	X	X	X	X	X
gpB1	X	X	X	X	X	X	X
gpB2	X	X	X	X	X	X	X
gpB3	X	X	X	0,011809	X	X	X
gpB4	X	X	X	X	X	X	X
gpB5	X	0,022536	X	X	X	X	X
gpB6	X	0,014246	X	X	X	X	X
gpB7	X	X	X	0,042069	X	X	X
gpB8	X	X	X	X	X	0,021177	X
gpB9	X	X	X	X	X	X	X
gpB10	X	X	X	X	X	X	X
gpB11	X	X	X	X	X	X	X
f1	-0,0031156	X	X	X	X	X	X
f2	0,0011348	X	X	X	X	X	X
f3	X	X	X	X	X	X	X
f4	X	X	X	X	X	X	X
f5	-0,003102	X	X	X	X	X	X
f6	X	X	X	X	X	X	X
f7	X	X	X	X	X	X	X
f8	X	X	X	X	X	X	X
f9	X	X	X	X	X	X	X

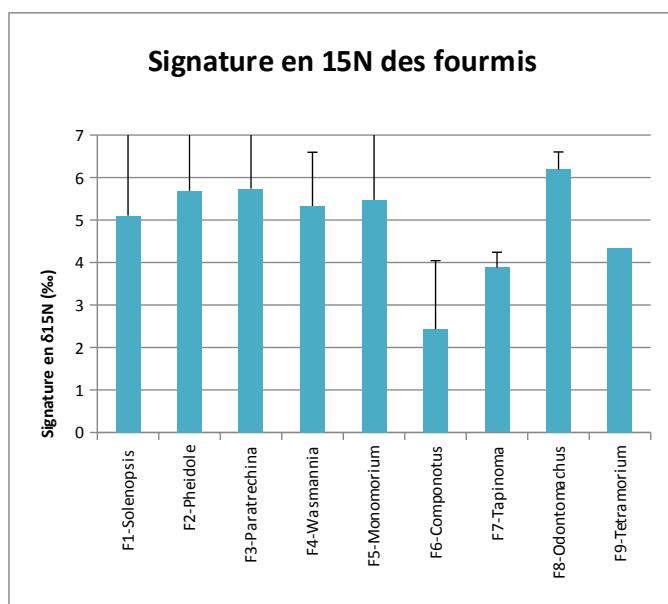
4. Influence des espèces de plantes les plus communes sur l'abondance de fourmis

Afin de trouver des résultats plus précis que l'influence des groupes de plantes, l'influence de dix plantes le plus souvent trouvées sur les parcelles, a été testée. Sur ces dix espèces testées, seule *Mikania micrantha* avait un effet significatif sur les fourmis de l'espèce *Pheidole* ($P_c=0.004311$) et *Componotus* ($P_c=0.006401$). Cette plante a un effet positif sur les deux espèces de fourmis, autrement dit, elle favorise la présence de celles-ci.

5. Analyse isotopique

i. Valeurs moyennes des signatures isotopiques

La signature en ^{15}N de toutes les espèces présentes sur une parcelle dépend de la signature en ^{15}N de la ressource basale, c'est à dire les végétaux (plantes de couverture, adventice, et bananiers) présents sur cette parcelle. Or la signature de la ressource basale varie de parcelle en parcelle, notamment en fonction de la quantité d'engrais utilisée. Afin d'avoir des signatures en ^{15}N comparables entre les parcelles, on calcule donc la signature moyenne des végétaux pour chaque parcelle, et on retranche cette valeur à la signature des fourmis et charançons présents sur la parcelle.



ii. Variation de la signature en 15N des fourmis

On teste l'influence des facteurs suivant sur la signature en 15N des différentes espèces de fourmis, et donc sur leur positionnement dans la chaîne trophique :

- diversité végétale
- abondance végétale
- abondance de fourmis
- abondance de charançons
- différents groupes de plantes

iii. Construction des modèles

Exemple de *Solenopsis*

Model	Df	AIC	logLIK	Chisq	Df	Pr>Chisq
azote1	3	301,77	-147,89			
azote1 ~ gpB1	4	297,72	-144,86	6,0551	1	0,01387
azote1 ~ gpB4	4	300,74	-146,37	3,0358	1	0,08145
azote1 ~ gpB1 + gpB4	5	296,43	-143,22	9,3397	2	0,009374

iv. Tableau récapitulatif

De la même manière que pour les tests sur les abondances, on obtient la matrice des corrélations suivante :

	F1-Solenopsis	F3-Paratrechina	F4-Wasmannia	F5-Monomorium	F6-Componotus
13C	* 0.15417	* -0.16003	X	X	X
Diversité Végétale	** -0.7878	* -0.6363	X	X	X
Somme Plantes	X	X	X	X	X
Abondance Fourmis	X	X	X	X	X
Abondance Charançons	X	X	X	** 0.17369	X
gpa1	X	X	** 0.20235	X	** 0.2282
gpa2	X	X	X	X	X
gpa3	X	X	X	X	X
gpa4	X	X	X	X	X
gpa5	X	X	X	X	X
gpa6	X	* 0.004363	X	X	X
gpa7	X	X	X	X	* 0.02353
gpa8	*-0.004849	X	* -0.009131	X	X
gpa9	X	X	X	X	X

	**					
gpB1	0.003494	X	X	X	X	X
gpB2	X	X	X	X	X	X
gpB3	X	X	X	X	X	X
	* -					
gpB4	0.005211	X	X	X	X	X
gpB5	X	X	X	X	X	X
gpB6	X	X	X	X	X	X
gpB7	X	X	X	X	X	X
gpB8	X	X	X	X	X	X
gpB9	X	** 0.04156	** 0.02073	X		** 0.04187
gpB10	X	X	X	X		X
gpB11	X	X	X	X		X

6. Dégradation de la matière organique

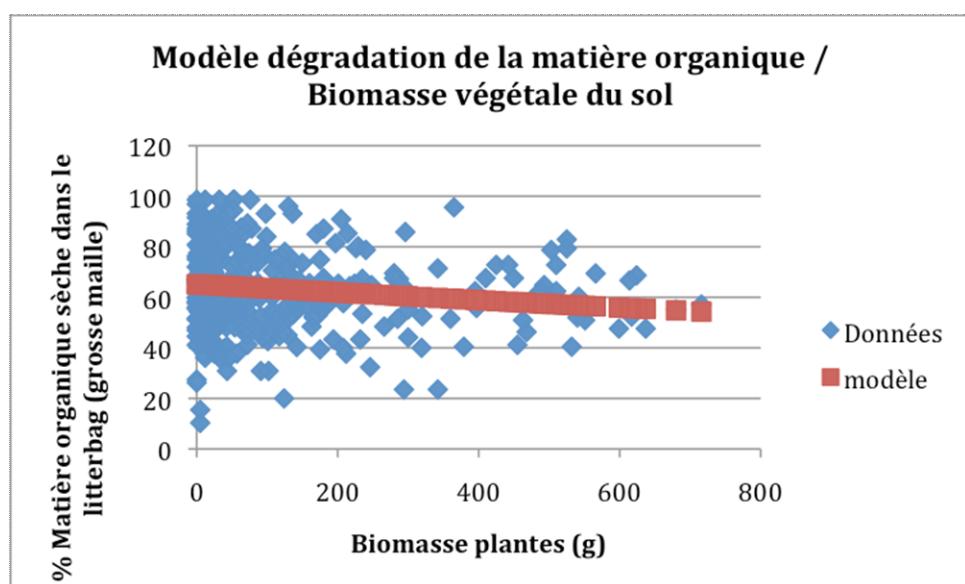
On a testé l'impact de la biodiversité végétale, de la biomasse totale dans un quadra, de la présence de charançons, de la présence de fourmis, et de la diversité des fourmis, sur la décomposition de la matière organique sèche dans les litterbags de petites et grosses mailles. Le seul facteur significatif pour la proportion restante de matière organique sèche est la biomasse totale des plantes (obtenu sur R avec une anova sur deux modèles suivant une glmer).

	Df	AIC	BIC	logLik	Chisq	Df	Pc
LBPM modele 0	3	790.98	803.1	-392.49			
LBGM / somme plantes	4	952.41	968.57	-472.2	5.5464	1	0.01852 **

On a une corrélation significative légèrement négative, ce qui signifie que plus on a de plantes, moins il ya de matière sèche restante dans le litterbag. Autrement dit, plus il y a de biomasse végétale sur la parcelle, plus l'activité des macro-organismes est importante.

On a donc un modèle du type :

$$\text{Matière sèche dans le litterbag (en\%)} = \text{EXP}(4.1770682) * \text{EXP}(-0.0002547 * \text{sommeplantes})$$



7. Productivité de la bananeraie

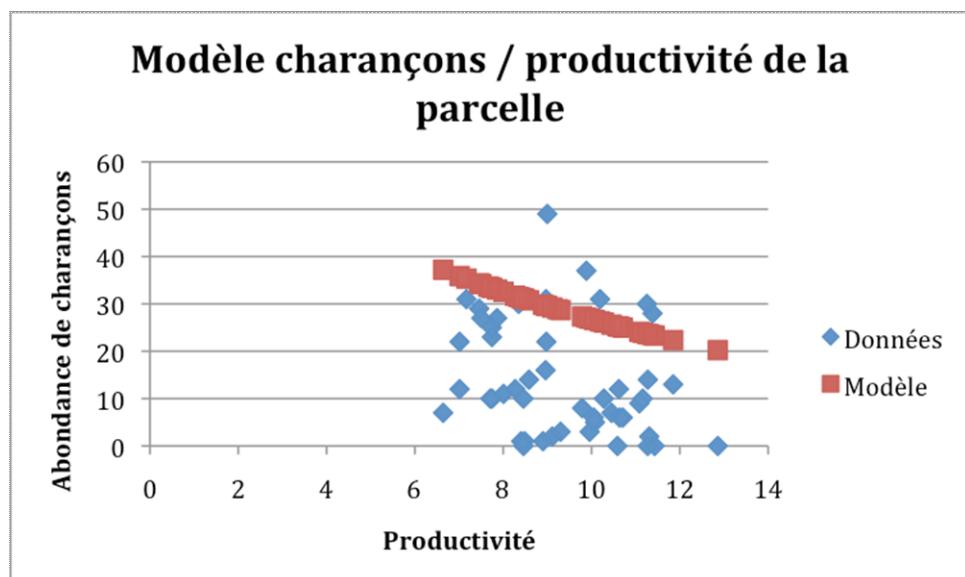
La somme des charançons présents sur la parcelle sont significativement liés à la productivité de celle-ci.

	Df	AIC	logLik	Chisq	Df	Pc
sommechar modèle 0	2	194	-95.002			
sommechar / prod	3	189.47	-91.737	6.5299	1	0.0106 *
moychar modèle 0	2	64.911	-30.456			
moychar / prod	3	61.68	-27.84	5.2318	1	0.02218*

La corrélation est négative : plus la productivité est faible, plus il y a de charançons.

Modèle :

Somme de charançon piégés sur la parcelle = $\text{EXP}(4.26674) * \text{EXP}(-0.09789 * \text{Productivité de la parcelle})$



• IV) Discussion

1. Abondances

L'analyse des abondances relatives a permis de déterminer les principaux facteurs influençant les différentes populations de charançons et de fourmis. L'étude montre tout d'abord qu'il y a une corrélation négative entre les espèces de fourmis *Solenopsis* et *Monomorium*. Autrement dit, plus ces espèces sont présentes, moins il y a de charançons. Au contraire, l'espèce *Pheidole* a une influence positive sur les populations de ce nuisible.

Depuis l'interdiction d'utilisation de chlordécone, plusieurs moyens de luttes sont mis en avant pour lutter contre le charançon, un des ravageurs principaux de la bananeraie (Ganry, 2004). Un de ces moyens est le contrôle biologique (Lassoudière, 2007), c'est-à-dire le contrôle d'une population par d'autres. Les résultats montrent qu'en augmentant les populations de *Solenopsis* et *Monomorium*, et en diminuant celle de *Pheidole*, le nombre de charançons présents sur la parcelle diminuerait peut-être.

La suite des résultats montre l'influence des différents groupes de plantes sur les différentes espèces de fourmis. Il est donc particulièrement intéressant de regarder quelles espèces vont favoriser les populations de *Solenopsis* et *Monomorium*, et au contraire défavoriser la présence de *Pheidole*.

Les tests d'abondance de *Solenopsis* indiquent que les plantes du groupe A1 (fait avec l'Analyse en Composantes Principales) ont une influence négative sur cette population de fourmis. Pour favoriser la présence de *Solenopsis*, il convient donc de diminuer la présence des plantes du groupe A1 : *Momordica charantia*, *Senna occidentalis*, et **euphorbiacée blanche**. Il n'y a pas de résultats significatifs de l'influence des plantes présentes le plus fréquemment..

Selon le modèle trouvé, la diminution du nombre de *Pheidole* irait de paire avec la diminution du nombre de charançons. Les plantes des groupes B3 (grandes graminées) et B7 (rampantes) ont une influence positive sur les populations de *Pheidole*. Plus précisément, selon les tests d'influence des plantes fréquentes, *Mikania micrantha*, une plante rampante, favorise la présence de cette espèce de fourmis. Toutes ces plantes sont généralement

considérées comme les adventices les plus importantes à éradiquer, il ne serait donc pas illogique de continuer dans cette voie afin de diminuer les populations de *Pheidole*.

Il n'y a pas eu de résultats significatifs de l'influence des plantes sur l'abondance de *Monomorium*, on ne peut donc rien conclure sur cette espèce.

Il est intéressant de remarquer que le nombre de *Paratrechina* et la diversité végétale sont corrélés de manière négative, or c'est souvent le cas contraire : la diversité végétale favorise l'abondance d'une espèce en offrant une plus grande variété de ressources primaires (Arim *et al.*, 2004 ; Sherber *et al.* 2010). Cette espèce de fourmis est également négativement liée à l'abondance du groupe de plante A4 (fait avec l'ACP).

Enfin, pour l'abondance de *Componotus*, les facteurs ayant le plus d'influence sont les groupes A2 (ACP) et B7 (les plantes rampantes). En défavorisant les plantes rampantes, on défavorise les fourmis de l'espèce *Pheidole* mais on défavorise également les *Componotus*, ce qui à priori n'a pas d'impact sur les populations de charançons. Cependant, les résultats montrent que *Mikania micrantha* a une influence positive, or c'est une plante rampante, ce résultat ne va donc pas dans le même sens que celui des groupes de plante. On peut considérer que les groupes de plantes donnent des résultats plus appropriés car ils possèdent plus de données.

L'abondance totale de fourmis est elle influencée par les groupes B5 et B6 : les Euphorbiacées ont une influence positive et les arbustes une influence négative sur la somme totale des fourmis. On aurait pu s'attendre à trouver une corrélation positive entre la diversité végétale et la somme totale des fourmis car il a été montré dans de nombreuses études que la diversité végétale (Altieri *et al.*, 1982, Arim *et al.*, 2004, Sherber *et al.*, 2010).

2. Analyse isotopique

La matrice des corrélations montre que la diversité végétale a une influence négative sur la signature en ^{15}N de *Solenopsis* et *Paratrechina*. Ceci signifie que plus il y a de diversité végétale, plus le niveau trophique de ces espèces de fourmis est bas, et donc, moins il y a de prédation intragUILDE. Or moins il y a de prédation intragUILDE, plus la population de prédateurs généralistes augmente, et donc plus la pression sur les ravageurs est forte. On cherche donc à diminuer la signature en ^{15}N des prédateurs, potentiellement les fourmis.

Les différents modèles donnent l'influence de chaque groupe de plante sur la signature en ^{15}N . Dans le cas de *Solenopsis*, on a vu que les cypéracées (groupe B1) avaient une influence positive sur la signature en ^{15}N , contrairement aux petites graminées qui ont une influence négative. Si l'on considère que *Solenopsis* est un prédateur éventuel de charançons, on cherche à ce que sa signature en ^{15}N soit la plus faible possible pour avoir une prédation intragUILDE la plus faible possible et donc une pression plus importante sur les populations de charançons. Concrètement il faudrait donc favoriser les petites graminées et diminuer la présence de Cypéracées sur les parcelles.

3. Litterbags

Les résultats des litterbags avec grosse maille montrent que plus il y a de plantes, plus la dégradation est rapide, et donc plus l'activité des micro et macro organismes est importante. Cette croissance d'activité est probablement due à une augmentation du nombre d'organismes dans le sol. Ceci a déjà été montré dans plusieurs études : la présence d'une couverture végétale (dans notre cas on mesure la biomasse végétale totale) augmente généralement la quantité d'organismes présents dans le sol (Lawton & Strong, 1982).

Comme nous l'avons vu précédemment, plus les organismes du sol sont actifs, plus ils améliorent la disponibilité en azote minéral du sol (Hartwig & Ammon, 2002), ainsi que sa porosité (Kushwaha *et al*, 2000) et donc la qualité du sol, ce qui entraîne une augmentation de la productivité (Sackette *et al* 2010). Les résultats encouragent donc la présence de végétaux sur le sol des bananeraies.

4. Productivité

Un des premiers constats à faire avec ces résultats est que la diversité végétale n'influence pas la productivité : un sol nu n'est donc pas meilleur qu'un tapis végétal au niveau du rendement d'une bananeraie (et vice versa). Ceci est un argument positif pour la diminution d'usage de pesticides et l'utilisation de plantes de couverture.

Les tests montrent également que la productivité a un impact négatif sur l'abondance de charançons. Ceci n'est pas vraiment surprenant car on sait que les charançons sont les

ravageurs principaux des bananeraies et qu'ils vont du coup de paire avec la diminution de la productivité. Cependant, la corrélation inverse, c'est-à-dire l'impact de l'abondance de charançons sur la productivité, n'a pas d'effet significatif.

5. Perspectives et améliorations

Cette étude nous donne des informations sur l'effet des fourmis sur l'abondance de charançons, et l'effet de certaines plantes sur la communauté de fourmis. Ces connaissances permettront à terme d'utiliser le levier de la communauté végétale pour structurer la communauté de fourmis, et donc ainsi exercer une pression sur la communauté de charançons. En ayant plus de connaissances sur la prédation du charançon (prédateurs et mécanismes de prédation), on pourra justifier les corrélations entre les différentes abondances et leur donner plus ou moins d'importance.

On a étudié l'influence de l'abondance des différents groupes de plantes, mais il serait également intéressant de voir l'influence des différents moyens de traitement. Autrement dit, tester l'influence d'une certaine pratique culturale (par exemple : l'utilisation de plantes de couverture, l'utilisation abondante d'herbicides, etc.), sur l'abondance et la signature isotopique des différentes espèces présentes sur la parcelle. Ceci nous donnerait des informations plus directement applicables concernant les pratiques culturales.

L'étude de l'activité de la micro et macro faune du sol n'a pas donné autant de résultats qu'espérés car l'utilisation de litterbags n'était pas très précise. En effet, beaucoup de terre restait coincée avec les feuilles ce qui influençait le poids de la matière sèche résiduelle. Il faudrait réitérer l'expérience avec un protocole plus précis pour cette partie.

• Conclusion

L'étude principale (les réseaux trophiques), a permis de voir l'effet de certaines plantes sur la communauté de fourmis, et l'effet des fourmis sur l'abondance de charançons. Ces connaissances permettront d'utiliser le levier de la communauté végétale, d'abord pour structurer la communauté de fourmis, ce qui permettra ensuite d'exercer une pression sur la communauté de charançons.

Une connaissance plus approfondie sur le potentiel régulateur des prédateurs généralistes sur les charançons serait nécessaire pour exercer un levier de pression efficace. Il semblerait que la méthode de contrôle biologique, associée à d'autres méthodes (notamment l'adaptation de pratiques culturelles), permettrait de diminuer considérablement l'abondance de charançon et donc d'augmenter le rendement des bananiers de manière durable et respectueuse de l'environnement.

. Remerciements

• Bibliographie

- Abera Kalibata, A.M., Gold, C.S., Van Driesche, R., (2008) Experimental evaluation of the impact of two ant species on banana weevil in Uganda. *Biological Control*, **46**, 147-157
- Altieri, M.A. & Letourneau, D.K. (1982) Vegetation management and biological control in agroecosystems. *Crop Protection*, **1**, 405-430
- Anderson W.A. et Polis G.A., 1998. Marine subsidies of island communities in the Gulf of California: evidence from stable carbon and nitrogen isotopes. *Oikos* 81 : 75-80
- Arim, M. & Marquet, P.A. (2004) Intraguild predation: a widespread interaction related to species biology. *Ecology Letters*, **7**, pp 557-564.
- Brévault T., Bikay S., Maldès J.M. et Naudin K., 2007. Impact of a no-till with mulch soil management strategy on soil macrofauna communities in a cotton cropping system. *Soil and Tillage Research* **97 (2)** : 140-149.
- Cannon (1998) The implications of predicted climate change for insect pests in the UK, with emphasis on non-indigenous species. *Global Change Biology* **4**: 785–796
- Cardinale, B.J., Srivastava, D.S., Duffy, J.E., Wright, J.P., Downing, A.L., Sankaran, M. and Jouseau, C., 2006. Effects of biodiversity on the functioning of trophic groups and ecosystems. *Nature*, **443**, 989-992
- Chen, B.R. and Wise, D.H., 1999. Bottom-up limitation of predaceous arthropods in a detritus-based terrestrial food web. *Ecology*, **80**, 761-772.
- Daugherty, M.P., Harmon, J.P. and Briggs, C.J., (2007). Trophic supplements to intraguild predation. *Oikos*, **116**, 662-677.
- De Barros I., Blazy J.M., Rodrigues G.S., Tournebize R., Cinna J.P. (2009), Energy evaluation and economic performance of banana cropping systems in Guadeloupe (French West Indies) *Agriculture, Ecosystems & Environment*, **129 (4)**, 437-449.
- Duyck, P.F. Lavigne, A. Vinatier, F. Achard, R. Okolle, J.N. Tixier, P. (2010) Addition of a new rousource in agroecosystems : Do cover crops alter the trophic positions of generalist predators ? *Basic and Applied Ecology*, **12 (1)**, 47-55
- Fournier, A. & Planchon, O. (1998) Link of vegetation with soil at a few metre-scale: herbaceous floristic composition and infiltrability in a Sudanian fallow-land. *Acta Oecologica-International Journal of Ecology*, **19**, pp 215-226
- Finke, D.L. and Denno, R.F., (2004). Predator diversity dampens trophic cascades. *Nature*, **429**, 407-410

Flynn, D.F.B Gogol-Prokurat, M. Nogeire, T. Molinari, N., Richers, B.T. Lin, B.B. Simpson, N. Mayfield, M.M. DeClerck F. (2009) Loss of functional diversity under land use intensification across multiple taxa. *Ecology Letters*, **12**, 22-33

Ganry J., 2004. Diversité spécifique des peuplements végétaux à l'échelle du bassin versant et contrôle des parasites des cultures : l'exemple de la culture bananière aux Antilles françaises. *Comptes Rendus Biologies* 327 (7) : 621-627

Gearing, J.N., Gearing, P.J., Rudnick, D.T., Requejo, A.G., & Hutchins, M.J. (1984) Isotopic variability of organic carbon in a phytoplankton-based estuary. *Geochimica et Cosmochimica Acta* 48, 1089-1098.

Gold, C.S. Pena, J.E. & Karamura, E.B. (2001) Biology and integrated pest management for the banana weevil *cosmopolites sordidus* (Germar) (*Coleoptera : Curculionidae*). *Integrated Pest Management Reviews*, **6**, 79-155.

Hobson K.A., Piatt J.F. et Pitochelli J., 1994. Using stable isotopes to determine seabird trophic relationships. *Journal of Animal Ecology* 63 : 786-798

Jackson L.E., Pascual U., Hodgkin T. (2007) Utilizing and conserving agrobiodiversity in agricultural landscapes. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, **121**, 196-210

Jacobs, A. Ludwig, B. Schmidt, J.H. Bergstermann, A. Rauber, R. Joerensen, R.G. (2011) : Influence of tillage on degradation kinetics using the litterbag method. *European Journal of Soil Biology*, **47**, 198-204

Lal, R., 1988. Effects of macrofauna on soil properties in tropical ecosystems. *Agriculture, Ecosystem & Environment*, **24**, 101-116.

Langellotto (2004) Responses of invertebrate natural enemies to complex-structured habitats: A meta-analytical synthesis. *Oecologia* **139**: 1–10

Lavelle, P., Bignell, D., Lepage, M., Wolters, V., Rober, P., Incson, P., Heal, O.W., Dhillion, S., 1997. Soil function in a changing world: the role of invertebrate ecosystem engineers. *European Journal of Soil Biology*, **33**, 159–193

Lekasi J.K., Bekunda M.A., Woomer P.L. and Tenywa J.S., 1999. Decomposition of Crop Residues in Banana-based Cropping Systems of Uganda. *Biological Agriculture and Horticulture*. Vol. 17 (1) 1-10

Lin B.B (2011) Resilience in agriculture through crop diversification : Adaptive management for environmental change. *Bioscience*, **61 (3)**, 183-193.

Medina E., Martinelli L.A., Barbosa E. et Victoria R.L., 1999. Natural abundance of ^{13}C in tropical grasses from the INPA, Instituto Nacional de pesquisas da Amazônia, herbarium. *Revista brasileira de Botânica* 22 (1)

Minagawa et Wada M.E., 1984. Stepwise enrichment of ^{15}N along food chains: further evidence and the relation between ^{15}N and animal age. *Geochimica et Cosmochimica Acta* 50 : 2143-2146.

Moonen, A.C., & Barberi, P., (2008), Functional biodiversity : an agroecosystem approach. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, **127**, 7-21.

Perrin, R.M. & Phillips, M.L. (1978) Some effects of mixed cropping on the population dynamics of insect pests. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **3**, pp 585-593

Petchey&Gatson (2002 ; 2006) Measuring functional diversity *Ecology letters*, **9**, 741-758

Picasso et al (2008) : Crop species diversity affects productivity and weed suppression in perennial polyculture under two management strategies. *Crop Science* **48**: 331-342

Ponsard S, Ardit R., 2000. What can stable isotopes (_15N and _13C) tell about the food web of soil macro-invertebrates? *Ecology* **81 (3)**; 852-64

Quénéhervé P., Chabrier C., Auwerkerken A., Topart P., Martiny B., Marie-Luce S. (2005) Status of weeds as reservoirs of plant parasitic nematodes in banana fields in Martinique, *Crop Protection*, **25 (8)**, 860-867

Remaud, G. & Akoka, S. (2004) L'Isotope : Traceur d'Origine. Distribution isotopique dans les composés naturels. <http://culturesciences.chimie.ens.fr/dossiers-chimie-societe-article-IsotopeTraceur.htm>

Rickers, S., Langel, R., & Scheu, S. (2006) Stable isotope analyses document intraguild predation in wolf spiders (Araneae: Lycosidae) and underline beneficial effects of alternative prey and microhabitat structure on intraguild prey survival. *Oikos*, **114**, pp 471-478.

Russell, E. (1989) Enemies hypothesis: a review of the effect of vegetational diversity on predatory Insects and Parasitoids. *Annals of the Entomology Society of America*, **4**, pp 590-599

Sackett, T.E. Classen, A.T. & Sanders, N.J (2010) Linking soil food web structure to above- and belowground ecosystem processes : a meta-analysis. *Oikos*, **119**, 1984-1992

Scherber et al. (2010) Bottom-up effects of plant diversity on multitrophic interactions in a biodiversity experiment. *Nature*, **468**, 553-556

Stinner, B.R., House, G.J., 1990. Arthropods and other invertebrates in conservation-tillage agriculture. *Annual Review of Entomology* **35**, 299–318

Swift M.J., Izac A.-M.N., van Noordwijk M. (2004). Biodiversity and ecosystem services in agricultural landscapes – are we asking the right questions ? *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **104**, 113-134

Teasdale, J.R., 1996. Contribution of cover crops to weed management in sustainable agricultural systems. *Journal of Production Agriculture* **9**, 475–479

Thompson, R.M., Hemberg, M., Starzomski, B.M. and Shurin, J.B., 2007. Trophic levels and trophic tangles: The prevalence of omnivory in real food webs. *Ecology*, **88**, 612-617

Tilman et al (2006) biodiversity and ecosystem stability in a decade-long grassland experiment, *Nature*, **441**, 629-632

Tixier P., Lavigne C., Alvarez S., Gauquier A., Blanchard M., Ripoche A., Achard R. (2011) Model evaluation of cover crops, application to eleven species for banana cropping systems. *European Journal of Agronomy* **34**, 53-61

Van Emden H.F. (1965) The rôle of uncultivated land in the biology of crop pests and beneficial insects. *Scientific Horticulture*, **17**, 121-136

Vandermeer, J. (1989) The ecology of intercropping. *Cambridge: Cambridge University Press*.237 pp.

Vandermeer J, van Noordwijk M, Anderson J, Ong C, Perfecto I. (1998), Conserving biological diversity through ecosystem resilience. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **67** : 1-22

Vele, A., Holusa, J., & Frouz, J. (2009) Sampling for ants in different-aged spruce forests: A comparison of methods. *European Journal of Soil Biology*, **45**, pp 301-305.

Walker, B. (1995), Conserving biological diversity through ecosystem resilience. *Conservation Biology*, **9**, 747-752

Way & Khoo (1992) : Role of ants in pest management. *Annual Review of Entomology*, **37** : 479:503

• Annexes

Annexe 1 : Parcels & Exploitants

Annexe 2 : Positionnement GPS des parcelles

Annexe 3 : Durée, et appâts optimaux pour le piégeage des fourmis

Annexe 4 : Document d'aide à la reconnaissance des fourmis

Annexe 5 : Exemple de grille de mesures pour une parcelle

ANNEXE 1 : Parcelles & exploitants

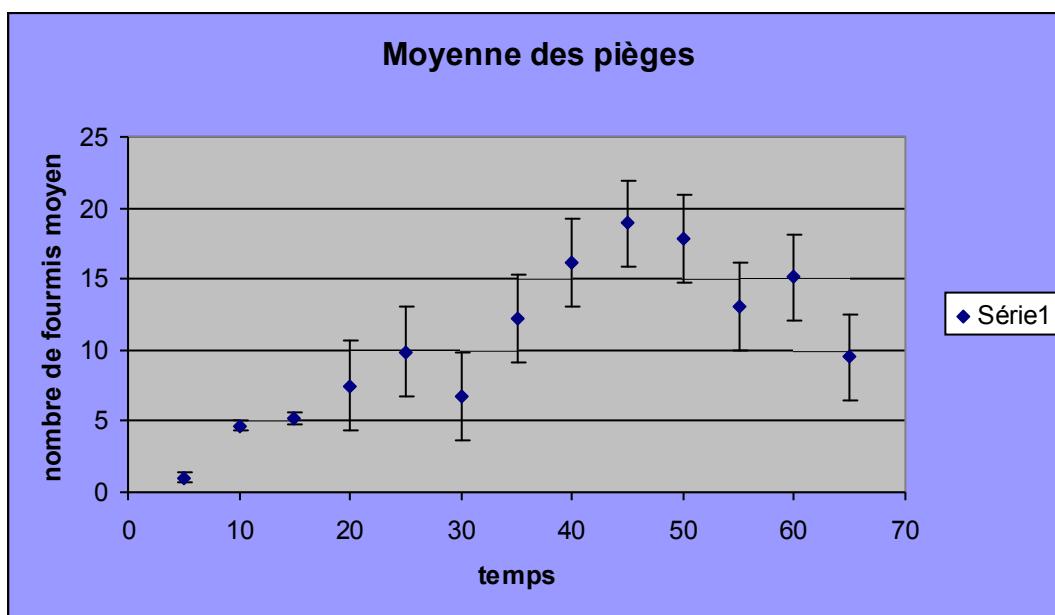
Habitation	Responsable d'exploitation	Parcelles
Petit Morne	M. H. Lenetran	P1 à P11
Soudon	M. F. Leblanc	P12 à P17
Jonction		P18 à P21
Rivière Lezarde	M. P-J Auguste	P22 à P28
Belfort	Mme M. Zie	P29 à 37, P40
Clarence	M. L. Clarence	P38, 39, 41, 42
Rivière Lezarde – CIRAD	CIRAD	P43 à P50

ANNEXE 2 : Coordonnées parcelles

ANNEXE 3 : Durée & appât optimaux pour piégeage des fourmis

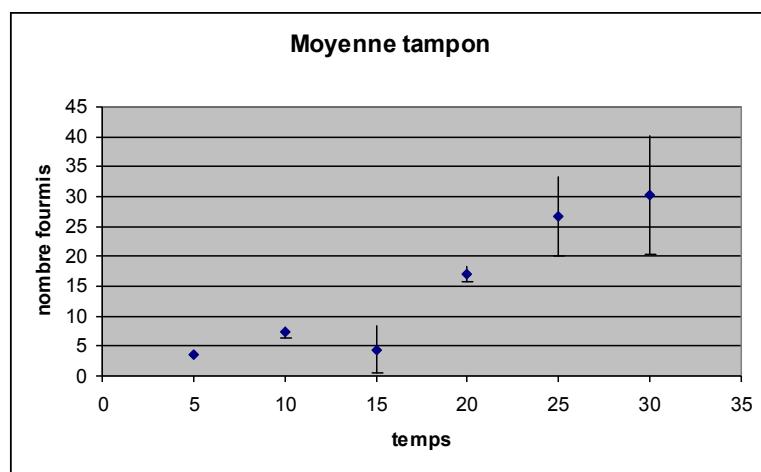
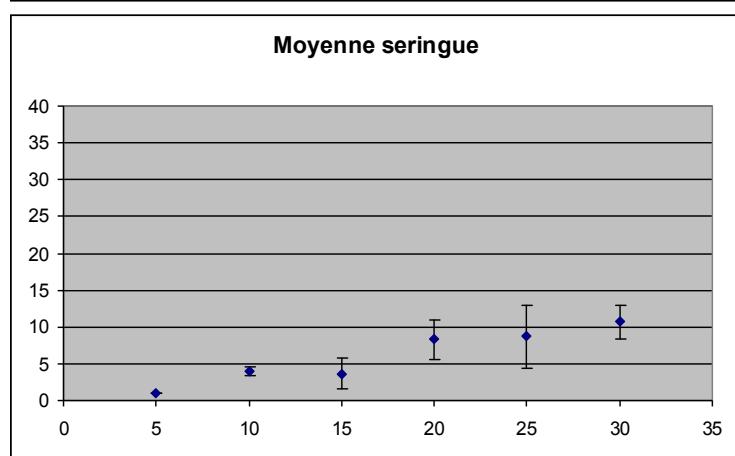
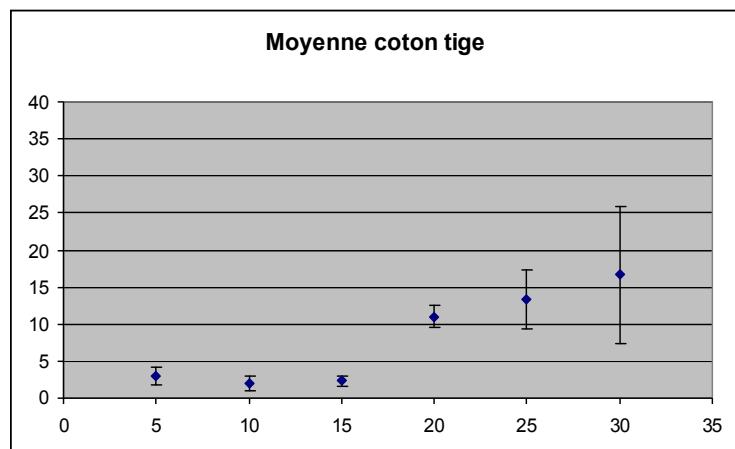
Afin d'avoir une mesure répétable 10 fois par parcelle, nous ne voulions pas que le temps de pose de l'appât soit ni trop court (pour avoir le temps de passer sur les 10 pièges, et que les fourmis viennent), ni trop long (pour pouvoir faire plusieurs parcelles par matinée, et pour que les fourmis ne partent pas après avoir fini l'appât). C'est pourquoi on a choisi un temps de pièce de 30 minutes.

Le graphe suivant montre l'évolution de la moyenne du nombre de fourmis par dalle au cours du temps.



L'appât thon-miel a été choisi grâce à la bibliographie. Trois méthodes de pose de l'appât ont été testées : avec un coton tige, une seringue (en déposant une goutte de la mixture), et un tampon (éponge imbibée de la mixture). L'évolution du nombre de fourmis au cours du temps en fonction de ces trois méthodes a été observée. On obtient les graphiques suivants ci-dessous.

On remarque qu'avec le tampon on obtient beaucoup plus de fourmis sur la dalle qu'avec les deux autres méthodes, c'est donc celle-ci qu'on choisi.



ANNEXE 4 : Reconnaissance des espèces de fourmis

1. *Solenopsis*



Les *Solenopsis* sont des fourmis de taille moyenne, peuvent provoquer des morsures douloureuses (aussi appelées « fourmis feu »), et ont un dard qui leur permet d'injecter leur venin et sont agressives. Elles se trouvent principalement au sol.

2. *Pheidole*



Les *Pheidoles* sont des fourmis de taille moyenne, avec de longues pattes pour les ouvrières. Leur reconnaissance est facilitée en voyant des majors (très fréquentes) qu'on reconnaît par leur grosse tête caractéristique.

3. *Paratrechina*



Ces fourmis sont communément appelées « crazy ants » car elles se déplacent de manière très rapide et un peu anarchique (ce qui rend leur reconnaissance facile). Elles sont relativement peu agressives.

4. *Wasmannia*



Les *Wasmannia*, ou « petites fourmis de feu » sont invasives et provoquent de nombreux problèmes dans certains pays, car elles ont une morsure douloureuse et urticante. On la trouve un peu partout dans la bananeraie, ce qui gêne beaucoup les personnes y travaillant.

5. **Monomorium**



Les fourmis du genre *Monomorium* sont petites, noires, et assez lentes.

6. **Componotus**



Les ouvrières *Componotus* se reconnaissent par leur couleur noire, leur allure assez rapide et leur taille relativement grande. On les retrouve à la fois sur le sol et en hauteur, où elles font leur nid.

7. **Tapinoma**



Les tapinoma, aussi appelées « fourmis sucre », sont assez rapides malgré leur petite taille. Elles sont (comme leur nom l'indique) attirées par le sucre.

8. **Odontomachus**



Les fourmis du genre *Odontomachus* sont reconnaissables par leurs longues mandibules qu'elles peuvent ouvrir à 180° (on les appelle également « trap-jaw ants »). De taille relativement grande, elles sont carnivores et vivent au niveau du sol.

9. **Tetramorium**



Fourmis de taille moyenne assez lentes.

ANNEXE 5 : exemple de grille de mesure

N° Parcelle	1	Exploitation	TI MORNE	...
Date 1	25.07.2011	Date 2	Date 3	...

GPS 14°36.830
60°58.880

Répétition		R 1	
Fourmis	Date 1	n° photo	26
	Sp 1	Nom sp	
	<i>paratrechina</i>	nb	4
	Sp 2	Nom sp	
	...		
Quadats	Sp 1	n° photo	39
	caya blanc	Nom sp	
		Poids	67
	Sp 2	n° photo	
	petit mouron	Nom sp	
		Poids	
	Sp 3	n° photo	
	panicum		
	trhichoide	Nom sp	
		Poids	
	...		
Charançons		nb	0
Litterbags		Poids PM	4
		%restant	81,40008
		Poids GM	4,2
		%restant	85,47009

R 6	R 7
31	
16	
40	
0	
NA	4
#####	89,540
NA	8
#####	179,08

Bananiers	Nb pieds	60	
	Circonférence	79	86
		77	66