

Sommaire :

Résumé.....	5
Introduction.....	6
I/ Bibliographie.....	6
II/ Matériels et méthodes.....	9
A/ Statut hôte ou non hôte de différentes plantes de service.....	9
1/ Statut hôte ou non hôte de plantes de service envers les symphyles.....	9
2/ Statut hôte/non hôte de huit plantes de service envers <i>Rotylenchulus reniformis</i>	9
B/ Evolution spatiale et temporelle des populations de symphyles et de nématodes.....	9
1/ Dispositif expérimental.....	9
a- Mise en place des pièges à symphyles.....	9
b- Comptage des symphyles.....	9
c- Prélèvement de l'échantillon de sol pour les extractions de nématode.....	10
d- Méthode d'extraction des nématodes par élutriation.....	10
2/ Historique des parcelles au Morne Rouge et à Basse Pointe.....	10
a- Morne rouge.....	10
b- Basse pointe.....	11
C/ Evolution des populations de symphyles et de nématodes au cours du temps dans chaque s'intégrant à la rotation.....	11
1/ Rotation ananas-jachère-aubergine-Crotalaria retusa en serre.....	11
- Inoculation et prélèvement des symphyles.....	11
2/ Rotation ananas-jachère-aubergine-Crotalaria retusa en champ.....	11
a- Dispositif expérimental.....	11
b- Historique des parcelles.....	11
III/ Résultats.....	12
A/ Statut hôte/non hôte de différentes plantes de service.....	12
1/Statut hôte/ non hôte de Mucuna pruriens et de Bracharia ruziziensis envers les symphyles.....	12
2/ Statut hôte/non hôte de plantes de services envers les R. reniformis.....	12
B/ Evolution spatiale et temporelle des populations de symphyles et de nématodes.....	13
1/ Evolution spatiotemporelle des populations des <i>Hanseniella</i> spp. au Morne Rouge.....	13
a) Parcelle d'ananas.....	13
b) Parcelle de <i>Crotalaria spectabilis</i>	14
2/ Evolution spatiotemporelle des populations de nématodes au Morne Rouge.....	15
a) Parcelle d'ananas.....	15
b) Parcelle de <i>Bracharia decumbens</i>	16
C/ Evolution des populations de symphyles et de nématode au cours du temps au sein de chaque culture s'intégrant à la rotation culturale.....	19
1- Symphyles.....	19
2- Evaluation des populations de nématodes au cours de la rotation.....	21
III/ Discussion et perspectives.....	22
Conclusion.....	24
Référence.....	25
Annexes	27

Résumé :

L'agriculture conventionnelle, basée sur des cultures intensives avec des applications systématiques de pesticides, a entraîné une baisse de la biodiversité et de la fertilité des sols dans des agro-systèmes. L'agriculture moderne s'inspire de principes écologiques pour la conception de systèmes agricoles rentables et respectueux de l'environnement. Il s'agit de concevoir des systèmes de production durables en faisant appel à des concepts tels que l'agroécologie. L'intégration de plantes de service pour la lutte contre les parasites du système racinaire de l'ananas pourrait constituer une alternative à l'utilisation de pesticide pour la lutte contre les bioagresseurs.

L'objectif sera de mettre en place un système de production agricole faisant intervenir des rotations culturales intégrant des plantes de service afin de réduire les populations des bioagresseurs telluriques de l'ananas.

Le pouvoir assainissant de neuf espèces de plantes de service a été testé. *Crotalaria retusa*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis*, *Paspalum wettsteinii*, *Mucuna pruriens*, *Digitaria milangiana*, *Centrosema pascuorum*, *Vigna unguiculata*, *Bracharia ruziziensis*. L'observation de la dynamique des populations des symphytes, *Hanseniella spp.* et des nématodes *Rotylenchulus reniformis* a été réalisée grâce à des échantillonnages dans des parcelles agricoles.

Les crotalaires *spp* se sont avérées bénéfiques comme plante de service pour le contrôle des populations de *R. reniformis* et *Hanseniella*. Certaines plantes, telles que *Mucuna pruriens* ou *Bracharia ruziziensis* se sont révélées être bénéfiques pour le contrôle de *R. reniformis*, en revanche ces espèces ont induit la multiplication de *Hanseniella spp.*

Mots clés : *Rotylenchulus reniformis*, *Hanseniella spp.*, *Crotalaria retusa*.

Abstract :

In the past peoples had used a lot of chemicals products in order to increase productivity in agriculture. Such practices induce deteriorations of environmental conditions. The massive use of pesticides in agriculture had induced the decrease of biodiversity in soils, which lead the increase of pest occurrence. In our days it becomes more and more difficult to fight against these pathogens. So, the use of another cropping system in order to decrease the impact of symphytans, *Hanseniella spp.*, and nematodes, *Rotylenchulus reniformis*, in pineapple crops has been realized. The effect of some plants species on *R. reniformis* and *Hanseniella spp.* has been tested. *Crotalaria retusa*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis*, *Paspalum wettsteinii*, *Mucuna pruriens*, *Digitaria milangiana*, *Centrosema pascuorum*, *Vigna unguiculata*, *Bracharia ruziziensis*. The evolution of symphytans and nematodes populations in environmental conditions has been observed.

The use of crotalaria species seems to be benefic for the control of these pathogens. Some other plants, such as *Mucuna pruriens* and *Bracharia ruziziensis* have been benefic to control *R. reniformis* populations but they induced the multiplication of *Hanseniella spp.*

Keywords: *Rotylenchulus reniformis*, *reniformis*, *Hanseniella spp.*, *Crotalaria retusa*.

Introduction :

L'agriculture conventionnelle basée sur l'utilisation d'intrants chimiques et la mise en place de monocultures a conduit à une baisse de la fertilité des sols et à l'augmentation des populations parasitaires dans les agro-systèmes. L'utilisation de pesticides pour la lutte contre les bioagresseurs des cultures a conduit à une destruction de nombreux organismes auxiliaires utiles au sol. Entraînant l'augmentation des populations de bioagresseur au sein des agro-systèmes. Si bien qu'actuellement, l'objectif est de mettre en place une alternative à la lutte chimique en favorisant les services écosystémiques pouvant remplacer l'utilisation des intrants chimiques. L'utilisation de plantes de couvertures est une bonne alternative pour lutter contre de nombreux bioagresseurs telluriques, tels que les symphytes et les nématodes parasites du système racinaire de l'ananas.

Les symphytes et les nématodes sont des bioagresseurs telluriques de l'ananas, ils sont responsables d'importantes pertes économiques au sein des cultures d'ananas.

L'objectif sera de mettre en place un système de production intégrant l'utilisation de plantes de service à la culture d'ananas afin de réduire les populations de symphytes et de nématodes dans les sols.

I/ Bibliographie :

1- L'ananas :

L'ananas est une plante pérenne originaire de l'Amérique tropicale et subtropicale. L'ananas ou *Ananas comosus* est une monocotylédone qui appartient à la famille des Broméliacées. Il existe plusieurs variétés d'ananas, les principales sont le Cayenne lisse, le Queen, le Pernambuco, et le Spanish. L'ananas est un fruit multiple constitué d'une inflorescence de 50 à 200 fleurs hermaphrodites. Les fleurs sont autostériles et le développement du fruit est parthénocarpique.

Certains facteurs, tels que la température, la pluviométrie et l'insolation ont une influence sur la croissance de la culture d'ananas (Kéhé, 1988). Son optimum de température est de l'ordre de 29 à 32°C. La température a un effet sur l'élongation des racines, elle intervient également dans la maturation et la qualité du fruit (Kéhé, 1988). En dessous de 21°C et au dessus de 35°C l'élongation des racines est pratiquement nulle (Nightingale, 1942 ; Sanford, 1962). La pluviométrie a également un rôle important pour la croissance de la culture d'ananas. Son optimum est de l'ordre de 1200 et 1500 millimètres d'eau par an avec au moins 80 à 100 millimètres d'eau par mois (PY et Tisseau, 1965). L'insolation conditionne la croissance végétative et la durée du cycle de l'ananas (Gowing, 1961 ; Aubert, 1973). L'insolation peut également affecter le rendement de la culture (Sanford, 1962 ; PY, 1963), ainsi que la composition et la qualité du fruit (Grotner, 1963) son optimum est de 2000 à 2500 heures. Les propriétés physiques et chimiques du sol sont également très importantes. En effet, les racines de l'ananas sont fragiles, il faut donc que le sol soit meuble, riche en matière organique et bien drainé (Kéhé, 1988) pour permettre une croissance optimale de la plante.

2- Bio agresseurs tellurique de l'ananas :

Les nématodes et les symphytes sont des parasites telluriques qui provoquent la destruction du système racinaire de l'ananas. Or, une fois endommagé, les racines de l'ananas ne se régénèrent pas (Kenneth et Walter, 1986). La culture d'ananas est donc particulièrement sensible aux dommages causés par de tels pathogènes. De ce fait, les symphytes et les nématodes peuvent être à l'origine de pertes économiques importantes. Pour minimiser l'impact de ces bioagresseurs on utilisait habituellement des substances chimiques telles que le dichloropropene (Telone) ou le Fenamiphos utilisés en temps que nématicides (Kenneth et Walter, 1986) ; ainsi que le

chlorpyrifor (Dursban) et l'ethoprop (Mocap), insecticides utilisés contre les symphyles (Berry, 1974). Ces substances ont un effet néfaste sur les parasites des cultures, mais également sur d'autres organismes bénéfiques du sol.

a) Nématodes :

Huit espèces de nématodes ont été recensées en Martinique, *Meloidogyne*, *Rotylenchulus reniformis*, *Paratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Xiphinema sp*, *Hemicycliophora sp*, *Criconemoides sp*, *Aorolaimus sp*. Nous nous intéresserons essentiellement à *Rotylenchulus reniformis*, car c'est lui qui provoque le plus de dégâts sur les cultures d'ananas en Martinique. *Rotylenchulus reniformis* est un semi endoparasite qui se développe dans les racines de l'ananas. Il a un cycle de vie unique (Edward *et al.*, 1990). Il se développe à des températures comprises entre 25 et 29°C. Sa reproduction est optimale dans les pH acide, son optimum est d'environ pH = 5. Seule la femelle parasite les racines de l'ananas, les jeunes femelles constituent le stade infectant. Elles pénètrent dans les racines primaires de l'ananas et provoquent l'arrêt de l'élongation de la racine. Ce qui provoque l'inhibition de la formation des racines secondaires (Caswell *et al.*, 1989) et l'asphyxie des racines de l'ananas. Une fois à l'intérieur de la racine, la femelle peut alors pondre ses œufs. L'éclosion des œufs est stimulée par les exsudats racinaires de certaines plantes (Kahn, 1985) que l'on peut qualifier de plantes hôtes. L'infection de l'ananas par *R. reniformis* peut être mise en évidence grâce à l'observation de certains symptômes, comme le dessèchement de l'extrémité des feuilles. Les plants infectés ont également des feuilles moins érigées que les plants non infectés, les feuilles rougissent et ont une faible croissance (Edward *et al.*, 1990). Il existe également des symptômes visibles au niveau du système racinaire, tel que la prolifération anormale des radicelles à proximité des sites de pénétration du nématode. Les nématodes sont des organismes très fragiles, qui se répartissent de façon agrégé au sein des parcelles agricoles (Coyne *et al.*, 2010). Leur survie est dépendante de la variation de plusieurs facteurs biotiques et abiotiques. La température du sol, sa compaction, sa teneur en eau ainsi que le type de sol influencent fortement la répartition des nématodes dans l'environnement (Coyne *et al.*, 2010). De même, le fait que la plante cultivée permette ou pas leurs multiplications fera qu'ils seront retrouvés en quantité plus ou moins abondante au sein de la parcelle. L'historique de la parcelle influence également les populations de nématodes (Wang *et al.*, 2002 ; Coyne *et al.*, 2010). En effet, un précédent hôte induira l'augmentation des populations pathogènes. La culture suivante sera alors plus exposée à des risques d'attaque de nématodes si elle est sensible. Par contre, un précédent non hôte réduira les risques de contaminations pour la plante cultivée.

b) Symphyles :

Les symphyles sont de petits myriapodes de couleur blanche qui mesurent moins d'un centimètre de long. Les femelles peuvent pondre jusqu'à dix œufs qui éclosent en dix jours environ. Les adultes peuvent vivre pendant plusieurs années (Py *et al.*, 1984). Ils sont très sensibles à de nombreux paramètres de leur environnement, qu'ils soient biotiques ou abiotiques. Les principaux facteurs biotiques qui influencent la répartition spatiale et la croissance des symphyles sont le type de végétation, la compétition avec d'autres organismes ou la prédation. La température du sol, sa teneur en matière organique, sa texture, ainsi que sa structure (Santhosh, 2001) sont autant de paramètres abiotiques qui peuvent influencer la répartition spatiale des symphyles. Mais le principal facteur à l'origine de la distribution spatiale des symphyles dans l'environnement est l'humidité (Santhosh, 2001). L'idéal pour les symphyles serait un sol avec une température comprise en 28 et 31°C (Kéhé, 1988), argileux (Illingsworth, 1929), meuble (Edwards, 1957 ; Walton, 1930 ; Waterhouse, 1967), riche en matière organique (Santhosh, 2001) et humide (Santhosh, 2001). La température joue un rôle très important lors de l'éclosion des œufs. A partir de 25°C les œufs éclosent en 12 jours environ (Berry, 1972). Les symphyles sont des organismes très mobiles qui se déplacent dans les sols en fonction des variations de ces

différents paramètres. Si les conditions environnementales leurs sont favorables, ils se trouvent principalement à la surface du sol. Ils s'agrègent dans les six premières strates du sol, où celui-ci est humide et chaud. Lorsque les conditions leurs sont moins favorable, quand le sol devient sec et froid, ils migrent vers les couches plus profondes (Umble *et al.*, 2006). Leur présence à la surface du sol peut également être influencée par d'autres paramètres tels que le labour et la compaction (Umble *et al.*, 2006). Ils dévorent l'extrémité des racines de l'ananas, et se nourrissent à l'intérieur de celles-ci. Ceci provoque un ralentissement de la croissance de l'ananas et un ralentissement du développement du plant. Ils détruisent ainsi le méristème terminal des racines, ce qui provoque l'arrêt de l'élongation de la racine et l'apparition de ramifications secondaires appelées « balais de sorcières ». Ils puisent dans les réserves nutritionnelles et minérales de l'ananas ce qui provoque une diminution de la quantité de nutriments disponibles pour leur hôte (Py *et al.*, 1984). Les symphytes provoquent également le blanchiment des racines du fait de la destruction des méristèmes racinaires.

3- Plantes de service :

Une plante hôte d'un bio-agresseur est une plante qui permet la multiplication de ce bio-agresseur. Elle permet ainsi la survie de celui-ci en l'absence de la culture principale, favorisant alors l'installation du pathogène lors de la plantation de la culture. Inversement, une plante non hôte ne permet pas la multiplication du pathogène. Ce qui conduit alors à la diminution de la population pathogène et réduit ainsi le risque de nouvelles contaminations de la culture. Certaines plantes permettent la production d'une faible quantité de larves, ce sont de faibles hôtes. Leur mode d'action est variable, elles peuvent agir en induisant une diminution de la production d'œufs, l'inhibition de la croissance du pathogène ou de son développement (Wang *et al.*, 2002). L'observation du statut hôte ou non hôte des plantes de service consiste à déterminer si ces plantes permettent la multiplication ou la réduction de la population parasitaire après inoculation d'une quantité connue de symphytes ou de nématodes.

La plante de service utilisée au cours de la rotation est une plante de la famille des crotalaires, *Crotalaria retusa*. *Crotalaria retusa* confère une bonne couverture au sol et le protège ainsi de l'érosion. (Wang *et al.*, 2002). L'intégration de plantes de service dans un processus de rotation intégrant l'ananas peut être une bonne alternative pour lutter contre les nématodes et les symphytes. En effet, les plantes de couverture fournissent de la matière organique fraîche aux micro-organismes présents dans le sol ce qui favorise certains prédateurs des nématodes et des symphytes (Peachey *et al.*, 2002). La plante de service aura donc pour effet d'assainir le sol avant la mise en place de la culture principale. Les crotalaires sont des légumineuses, c'est-à-dire qu'elles permettent la fixation de l'azote atmosphérique, elles constituent donc un excellent engrais vert. *Crotalaria retusa* agit comme une plante non hôte de *Rotylenchulus reniformis* ce qui limite la multiplication de ces nématodes. Les crotalaires peuvent aussi produire des substances allélochimiques toxiques pour les nématodes ou qui inhibent leurs développements (Haroon and Smart, 1983 ; Gommers and Bakker, 1988 ; Halbrendt, 1996). Elles favorisent également une niche écologique favorable aux ennemis naturels des nématodes (Linford, 1937 ; Evans *et al.*, 1988, Caswell *et al.*, 1990 ; Kloepper *et al.*, 1991) favorisant ainsi la mise en place d'une compétition intra spécifique, elles induisent alors la diminution des populations de nématodes parasites de plantes dans les sols.

II/ Matériels et méthodes :

A/ Statut hôte/non hôte de différentes plantes de service envers les bio-agresseurs telluriques de l'ananas :

1/ Statut hôte/non hôte de plantes de service envers les symphytes (*Hanseniella spp.*):

Dans une chambre de culture à 27°C, sept espèces de plantes de services, ont été plantées dans des pots de 25ml. Ces plantes de service ont été plantées avec un répliquât de dix pots par espèce, soit un total de 70 pots. Auxquels s'ajoutent quatre autres pots témoins ne contenant aucune plante de service. Dix symphytes ont été inoculés dans chacun des 74 pots. Un comptage manuel des symphytes a été réalisé cinq semaines après l'inoculation des symphytes.

2/ Statut hôte/non hôte de huit plantes de service envers *Rotylenchulus reniformis* :

Dans une chambre climatique à 28°C, huit plantes de services, *Digitaria milangiana*, *Crotalaria spectabilis*, *Vigna*, *Crotalaria retusa*, *Paspalum wettsteinii*, *Mucuna pruriens*, *Crotalaria juncea* et *Centrosema pascuorum* ont été plantées dans des gobelets. Avec un répliquât de dix gobelets pour chaque plante de service, soit un total de 80 gobelets. Après 35 jours, les nématodes du genre *Rotylenchulus reniformis* ont été inoculés dans chacun des 80 gobelets avec une densité de 440 nématodes par gobelet. Une extraction par centrifugation-flottaison a été réalisée deux mois après l'inoculation des nématodes pour procéder à un comptage des nématodes. Les nématodes inoculés ont été obtenus par multiplication de ceux-ci sur *Vigna unguiculata*.

- Méthode d'extraction des nématodes d'un échantillon de racine par centrifugation-flottaison:

L'objectif est d'extraire le nématode *Rotylenchulus reniformis*, des racines des huit variétés de plantes de service suite à l'inoculation de 440 nématodes dans chaque plantes de service. (**Annexe 4**)

B/ Evolution spatial et temporelle des populations de symphytes et de nématodes au sein de différents couverts végétaux avec différents précédents culturaux :

1/ Dispositif expérimental :

La mise en place de pièges à symphytes géo localisés a été réalisée dans des parcelles agricoles au Morne Rouge et à Basse pointe. Les pièges ont été placés au Morne Rouge au sein de deux parcelles, une parcelle d'ananas, contenant trois variétés d'ananas MD2, FLHORAN 41 et Cayenne lisse et une autre de *Crotalaria spectabilis*. Et à Basse-Pointe dans des parcelles de *Bracharia decumbens* et d'ananas de la variété MD2. Tous les mois pendant quatre mois, 60 pièges ont été posés au même emplacement dans chaque parcelle. La récupération des pièges et le comptage manuel des symphytes ont été réalisés trois jours après la mise en place des pièges. L'analyse des résultats se fait sous forme de cartes de densité réalisées grâce au logiciel R.

a- Mise en place des pièges à symphytes :

Un pot percé est enterré à dix centimètres de la surface du sol. Il est rempli de terre et trois rondelles de pomme de terre sont ajoutées à mi-hauteur. Le tout est recouvert d'un deuxième pot qui permet de repérer l'emplacement où a été enterré le piège. Un piquet en bois est planté à côté du pot pour assurer la géo localisation des pièges afin que les pièges soient toujours posés au même emplacement (**Annexe 1**).

b- Comptage des symphyles :

Trois jours après la mise en place des pièges, ceux-ci sont récupérés afin de procéder à un comptage manuel des symphyles. Il existe deux méthodes de comptage pour les symphyles. La première consiste à réaliser un comptage manuel à l'aide d'une petite spatule. La deuxième méthode consiste à mélanger l'échantillon de terre à de l'eau dans un seau de 10 litres environ ; ce qui permet la remontée des symphyles qui flottent alors à la surface et peuvent ainsi être comptés (Marie-Alphonsine *et al.*, 2010), c'est l'extraction par flottaison. Cette deuxième méthode est une méthode destructive car elle ne permet pas la survie des symphyles. Au cours des expériences, la première méthode a été privilégiée par rapport à la seconde du fait de la nécessité de conserver les symphyles afin de les inoculer dans les bacs expérimentaux de la serre et dans les pots de plantes de service.

c- Prélèvement de l'échantillon de sol pour les extractions de nématode :

Tous les deux mois quatre échantillons de terre ont été prélevés au sein des parcelles agricoles du Morne Rouge et de Basse Pointe. Pour se faire les parcelles contenant les 60 pièges à symphyles ont été divisées en quatre. 15 pièges à symphyles ont été regroupés pour constituer un échantillon.

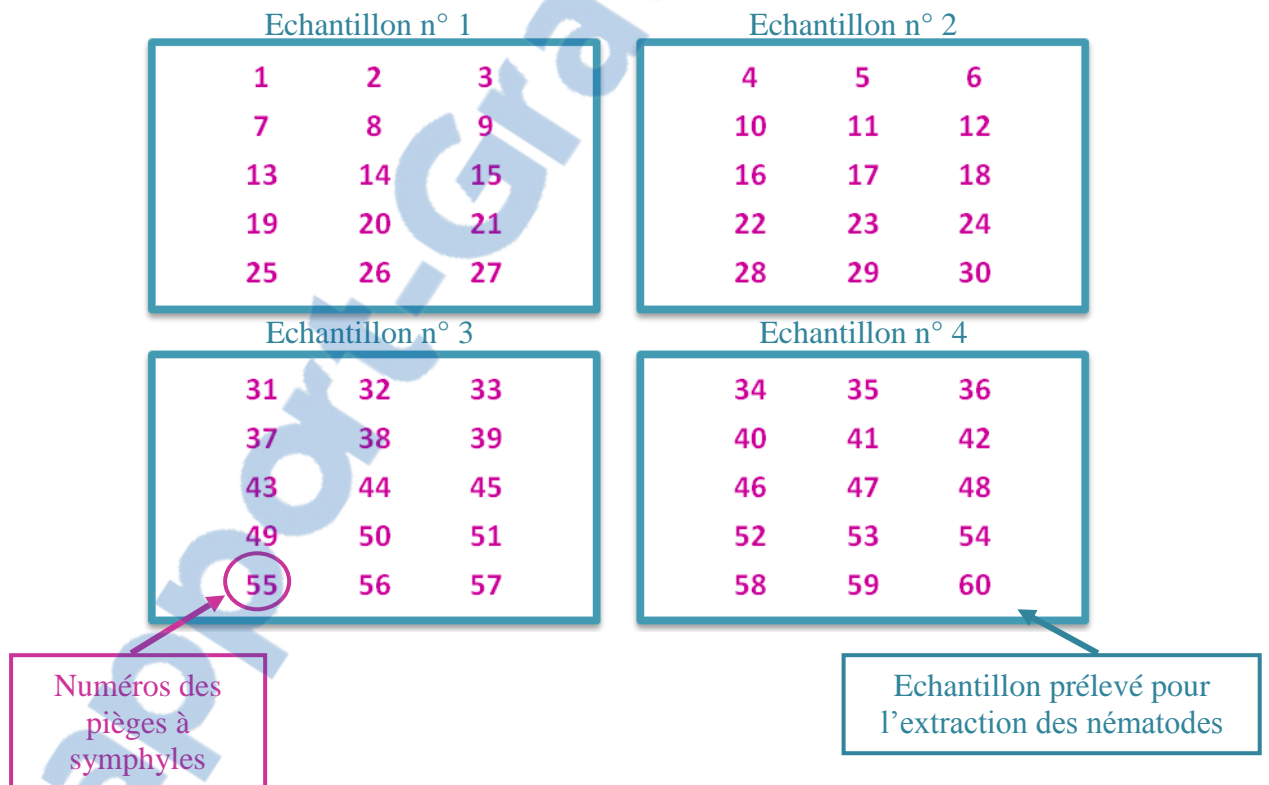


Schéma de la répartition des numéros des pièges à symphyles sur le terrain et des échantillons de prélèvement de nématodes

d- Méthode d'extraction des nématodes par élutriation:

L'objectif de cette méthode est d'extraire et de compter les nématodes contenus dans un échantillon de sol. (Annexe3)

2- Historique des parcelles au Morne Rouge et à Basse Pointe :

c- Morne rouge :

Au Morne Rouge la parcelle d'ananas a été plantée depuis environ 12 mois sur un précédent d'ananas sans jachère.

Le *Crotalaria spectabilis* a été implanté en juin 2011 sur une ancienne parcelle de pastèque, elle même précédée d'une parcelle d'ananas. Les crotalaires ont été introduites dans le but d'assainir le sol avant la mise en place d'une parcelle d'ananas.

d- Basse pointe :

La parcelle d'ananas a été installée en 2009 sur un précédent d'ananas, lui-même précédé d'une mise en jachère de la parcelle qui a duré trois ans.

Le *Bracharia decumbens* a été introduit en 2006 sur une ancienne parcelle d'ananas. Dans le but d'y implanter une nouvelle parcelle d'ananas. Le *Bracharia* a été fauché en fin d'année 2011.

C/ Evolution des populations de symphytes et de nématodes au cours du temps au sein de chaque culture entrant dans le processus de rotation :

1/ Rotation ananas-jachère-aubergine-*Crotalaria retusa* en serre :

Cette expérience a été réalisée dans une serre. Elle consiste à cultiver dans des bacs chacune des cultures mises en place au cours de la rotation : ananas, aubergine, *Crotalaria retusa* et jachère. Les ananas, de la variété Cayenne lisse, et les aubergines ont été plantées en décembre 2011 et les crotalaires ont été plantées en janvier 2012. Une partie des bacs a été inoculée avec des symphytes et l'autre partie avec des nématodes. Avec cinq bacs par culture pour les nématodes et quatre bacs par culture pour les symphytes, soit un total de 20 bacs pour les nématodes et 16 bacs pour les symphytes (**Annexe 2**). La terre a été stérilisée au sein des 20 bacs où ont été inoculés les nématodes afin de garantir l'absence d'éventuels nématodes avant l'inoculation.

- Inoculation et prélèvement des symphytes :

Quatre vingt trois symphytes ont été inoculés en mars dans les 16 bacs de sol non stérilisé d'ananas, d'aubergine, de *Crotalaria retusa* et de jachère, soit un total de 332 symphytes par culture.

Le prélèvement des symphytes a été réalisé tous les mois à compter de l'inoculation à raison de cinq pièges par bac. Les symphytes ont été comptés manuellement et ils ont été ré-inoculés dans leurs bacs d'origine.

2/ Rotation ananas-jachère-aubergine-*Crotalaria retusa* en champ :

a- Dispositif expérimental :

Des pièges à symphytes ont été posés tous les deux mois à la même période, avec une densité de neuf pièges dans les parcelles d'aubergine, de *Crotalaria retusa* et de jachère. Et quinze pièges dans les parcelles d'ananas au sein de la parcelle Mer de Chine à l'exploitation Chalvet à Basse Pointe, sur une parcelle de 15 mètres sur 6 mètres environ.

La terre contenue dans les pièges à symphytes a été récupérées afin de procéder à une extraction des nématodes par la méthode d'élutriation. Les échantillons ont été prélevés avec une densité de trois prélèvements par culture, soit un total de 24 échantillons. Ces échantillonnages ont été répétés tous les deux mois pendant cinq mois.

b- Historique des parcelles :

Deux parcelles, une parcelle d'ananas et une parcelle en jachère ont été broyées en juin 2010. En octobre 2010, chacune de ces parcelles a été divisée en quatre parcelles contenant de l'ananas, de l'aubergine, *C. retusa* et une parcelle en jachère. En octobre 2011, de nouvelles parcelles ont été installées. De sorte que chacune d'elles soient implantées sur la parcelle qui la précède au cours de la rotation. La parcelle d'ananas a été plantée sur le précédent de *C. retusa*. La parcelle en jachère a été implantée sur l'ancienne parcelle d'ananas. L'aubergine a été plantée sur un précédent de parcelle en jachère. Et le *C. retusa* sur un précédent d'aubergine (**Annexe 5**). Trois mois après la mise en place de ces huit nouvelles parcelles une première évaluation des populations de symphyles et de nématodes a été réalisée au sein de chaque parcelle

III/ Résultats :

A/ Statut hôte/non hôte de différentes plantes de service :

1- Statut hôte/ non hôte de *Mucuna pruriens* et de *Bracharia ruziziensis* envers les symphyles :

Les résultats seront présentés pour deux espèces sur les sept testées car les expériences ne sont pas achevées. Cinq semaines après l'inoculation de 10 symphyles par pot, environ 47% des symphyles inoculés ont été retrouvés dans le sol nu. Ces organismes sont capables de survivre grâce à la matière organique du sol. En moyenne, 57% des symphyles adultes inoculés ont été retrouvés dans le *Mucuna pruriens*. *Mucuna pruriens* a non seulement induit le maintien d'un peu plus de la moitié de la population de symphyte introduite, mais il a également conduit à une multiplication importante de ceux-ci. De même, 67% des symphyles introduits dans le *Bracharia ruziziensis* ont été retrouvés. Avec une proportion de larve supérieure à la proportion d'adulte, la population d'*Hanseniella spp.* s'accroît sous couvert de *M. pruriens* et *B. ruziziensis*. En effet, elles permettent la mise en place de conditions favorables au développement des larves contrairement au sol nu. Ces deux espèces sont donc des plantes hôtes de *Hanseniella spp* (**Figure1**).

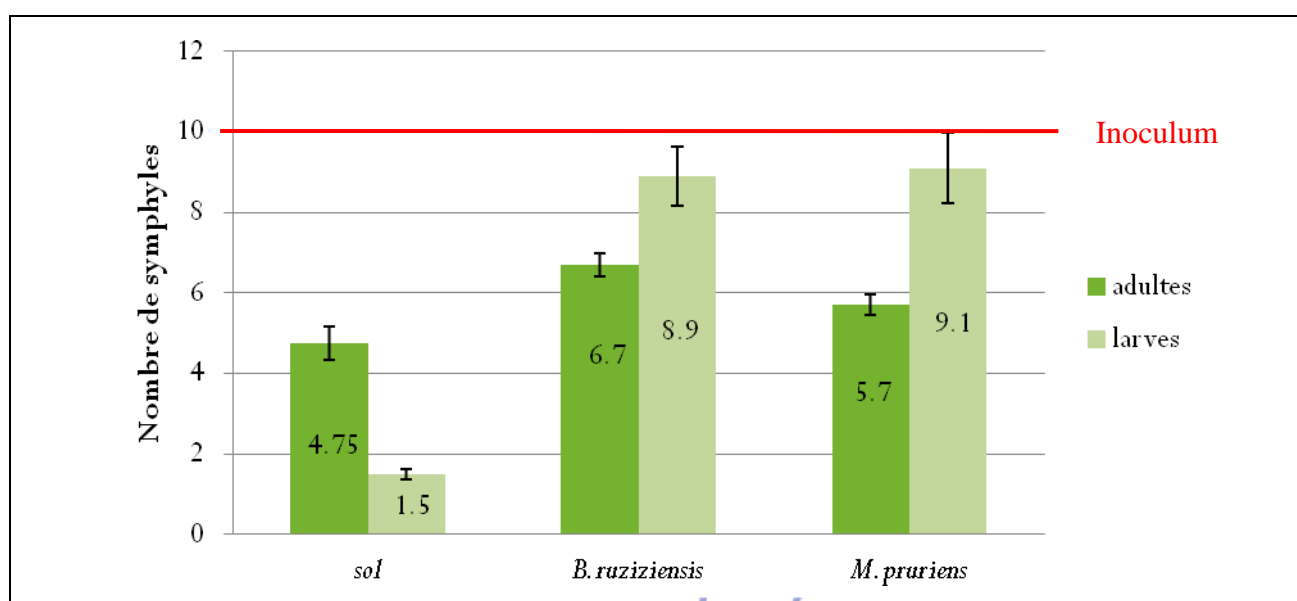


Figure 1 : Statut hôte/non hôte de *Mucuna pruriens* et *Bracharia ruziziensis* cinq semaines après l'inoculation de symphyles (*Hanseniella spp.*).

2- Statut hôte/non hôte de plantes de services envers les *R. reniformis* :

Une importante croissance de la population de *R. reniformis* a été observée au sein de *Vigna unguiculata*. En effet, *V. unguiculata* est une plante hôte de *R. reniformis*, c'est donc pour cela qu'elle a été utilisée comme témoin. Les résultats obtenus pour *V. unguiculata* ont été divisés par 20 afin de permettre une comparaison avec les autres variétés sur le même graphique. En réalité, 2 300 femelles, 10 720 mâles et 20 500 jeunes ont été extraits du *Vigna* ; soit un total de 33 520 *R. reniformis*. Comme le *Vigna*, *Centrosema pascuorum* a induit une augmentation de la population de nématodes. *C. pascuorum* est donc une plante hôte de *R. reniformis*. Cependant, même si *C. pascuorum* a induit une augmentation de la population de nématodes inoculés, le nombre de nématodes extraits reste largement inférieur à ceux de *V. unguiculata*. De même, la quantité de juvéniles extraits de *C. pascuorum* est largement inférieure à celle de *V. unguiculata*. Avec soixante fois plus de jeunes extraits de *V. unguiculata*.

Par contre *Mucuna pruriens*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria retusa*, *Crotalaria spectabilis*, *Paspalum wettsteinii* et *Digitaria milangiana* se comportent comme de faibles hôtes de *R. reniformis*. En effet, sous ces couverts, des diminutions considérables du nombre de nématodes peuvent être observées. Une importante diminution de la population de *R. reniformis* a été mise en évidence en présence de *Mucuna pruriens*. Mais la diminution la plus importante a été observée pour *P. wettsteinii*. *Paspalum wettsteinii* est la plante qui confère le maximum de potentiel assainissant, avec une proportion d'adulte nulle et un très faible nombre de jeune.

Moins de 100 reproducteurs ont été extraits de *C. juncea*, *C. spectabilis*, et *D. milangiana*. De même, moins de 30 nématodes adultes ont été extraits de *M. pruriens*, *C. retusa*, *P. wettsteinii*. (Figure 2)

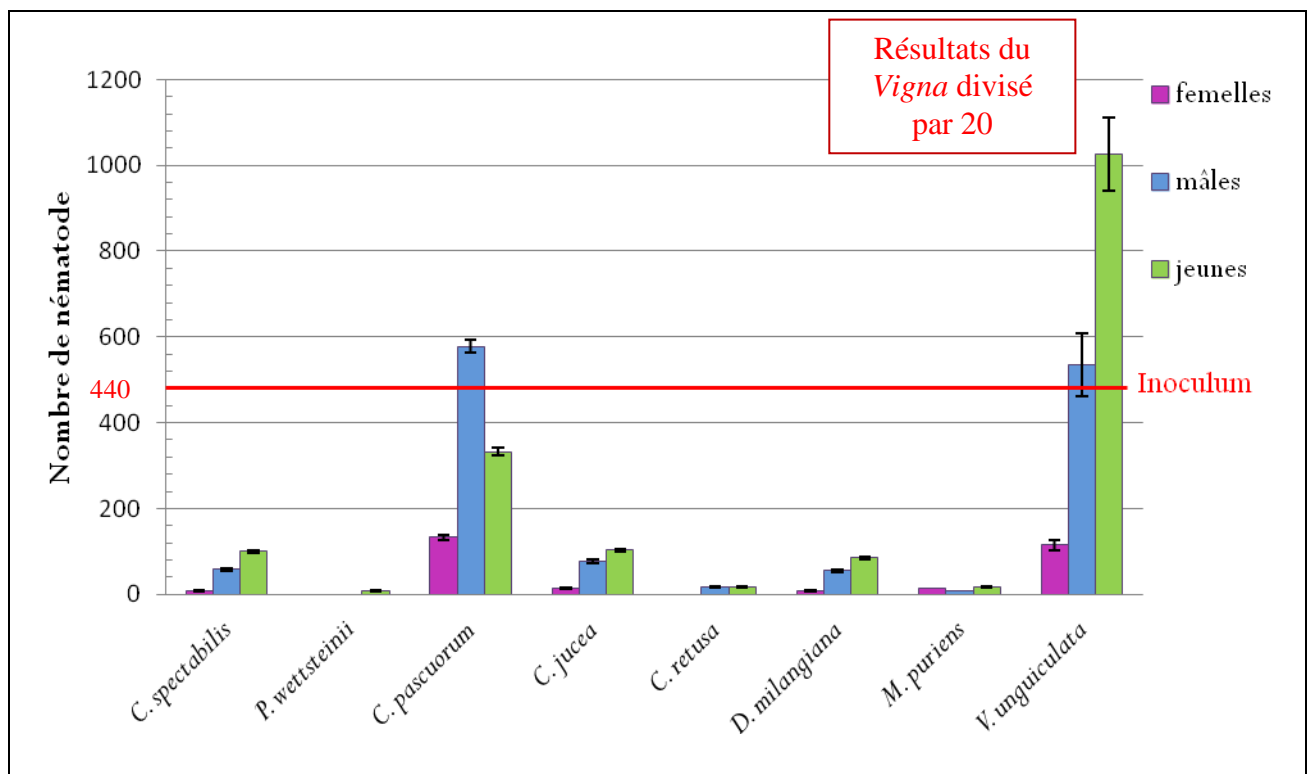


Figure 2 : Evolution des populations de *Rotylenchulus reniformis* deux mois après inoculation de 420 nématodes au sein de diverses variétés de plantes de services.

B/ Evolution spatiale et temporelle des populations de symphyles (*Hanseniella spp.*) et de nématodes au sein de différents couverts végétaux :

Les résultats sont présentés sous forme de cartes de densité réalisées à partir du logiciel R et du package spatstat. Ces cartes permettent d'observer l'évolution spatiale des populations de symphyles au cours du temps. Les valeurs chiffrées représentent les densités de symphyles.

1- Evolution spatiotemporelle des populations des *Hanseniella spp.* au Morne Rouge :

a) Parcelle d'ananas :

Au mois de février moins d'individus ont été piégés par rapport aux mois suivants (**Figure 3**). Ce qui explique la différence des échelles de mesure. Une augmentation graduelle du nombre de symphyles a été observée au cours des échantillonnages (**Figure 3**). La dissémination des populations de symphyles se fait à partir d'un foyer principal au sein duquel les symphyles s'agrègent (**Figure 4**). Ce foyer est visible dès le premier piégeage de symphyles au mois de février. Il est constitué d'environ une trentaine d'individus au mois de février et augmente au mois de mars atteignant les 50 individus en moyenne. Au cours des mois suivant un élargissement de plus en plus important de ce foyer a été observé. Jusqu'à atteindre la moitié de la parcelle en mai.

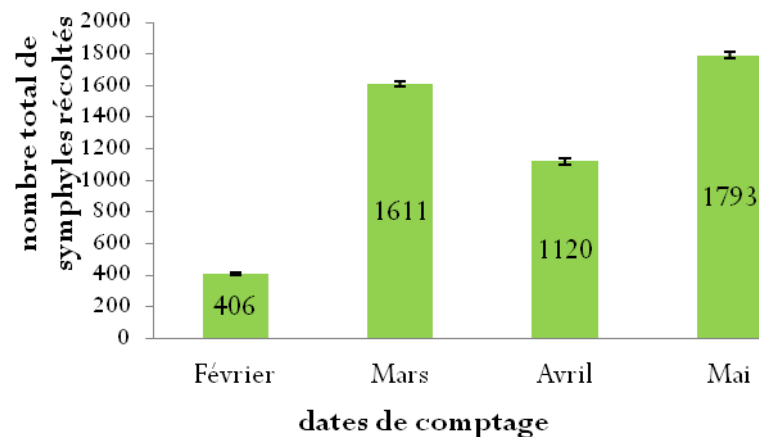


Figure 3 : Evolution du nombre de symphyles (*Hanseniella spp.*) au cours du temps au sein de la parcelle d'ananas au Morne Rouge

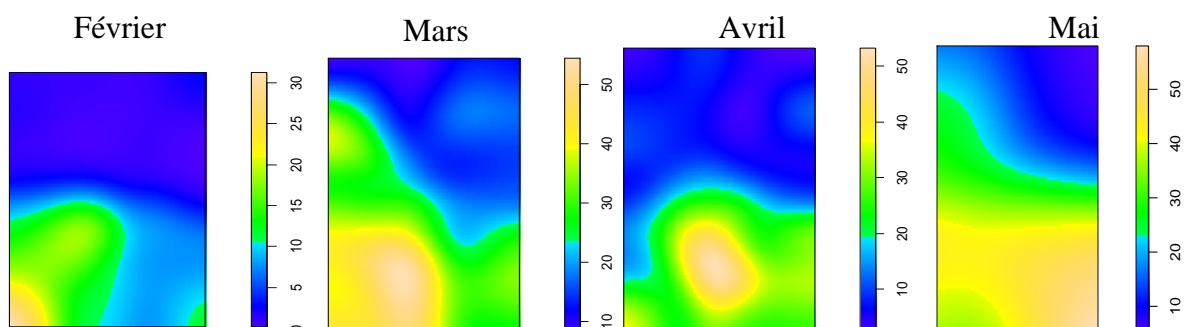


Figure 4 : Cartes de densité représentant l'évolution dans l'espace et dans le temps des populations de symphyles (*Hanseniella spp.*) au sein d'une parcelle d'ananas au Morne Rouge.

b) Parcelle de *Crotalaria spectabilis* :

Comme le témoigne l'échelle des données, au sein de la parcelle de *Crotalaria spectabilis* les quantités de symphyles piégés sont largement inférieures à celles observées au sein de la parcelle d'ananas (**Figure 5**). En effet, au cours des quatre piégeages le nombre maximum de symphyles récoltés dans la parcelle de *C. spectabilis* s'élève à 36 symphyles contre 1 793 symphyles pour la

parcelle d'ananas. Comme dans la parcelle d'ananas, les quelques symphyles piégés s'agrègent au sein de foyers. Une augmentation du nombre de symphyles a été constatée au mois d'avril (**Figure 3**). Un labour de la parcelle de *C. spectabilis* a eu lieu deux semaines avant l'échantillonnage du mois de mai, entraînant la délocalisation du foyer de symphyles et une baisse importante du nombre de symphyles récoltés. En effet, ces organismes très fragiles sont facilement éliminés par le labour. Cependant si le labour n'est pas trop profond les symphyles présents dans les couches profondes du sol peuvent migrer en surface. (**Figure 4**)

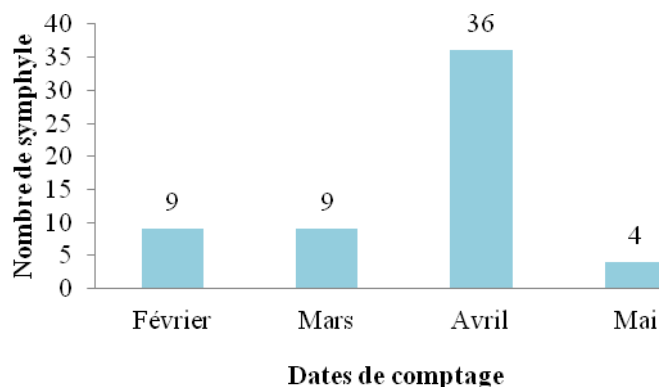


Figure 3 : Evolution du nombre de symphyles (*Hanseniella spp.*) au cours du temps dans la parcelle de *C. spectabilis* au Morne Rouge.

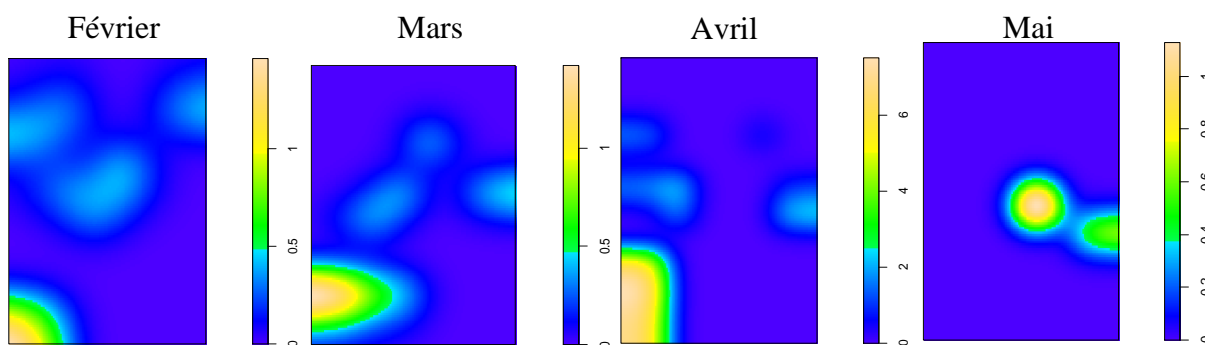


Figure 4 : Cartes de densité représentant l'évolution spatiale et temporelle des populations de symphyles (*Hanseniella spp.*) dans la parcelle de *Crotalaria spectabilis* au Morne Rouge.

2- Evolution spatiotemporelle des populations de nématodes au Morne Rouge :

Au Morne Rouge l'espèce de nématode majoritaire dans la parcelle d'ananas est *Rotylenchulus reniformis* alors que dans la parcelle de *C. spectabilis* c'est *Helicotylenchus multicinctus* qui domine (**Figure 5**). Dans les échantillons 1 et 2 moins de 500 *Rotylenchulus reniformis* ont été extraits au sein de la parcelle d'ananas. Par contre, plus de 2 500 *R. reniformis* ont été extraits des échantillons 3 et 4 au sein de la parcelle d'ananas. Comme les symphyles, les nématodes tendent à s'agréger sous formes de foyers dispersés dans la parcelle.

Une faible proportion de *Rotylenchulus reniformis* a été recensée au sein de *C. spectabilis*. Par contre, une quantité importante d'*H. multicinctus* a été extraite de cette parcelle.

Deux mois après, un deuxième prélèvement de sol a été réalisé. Dans l'ensemble, moins de nématodes ont été extraits (**Figure 6**). Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les échantillons aient été prélevés sous de très fortes pluies. Mais il y a toujours beaucoup plus de *R. reniformis* extraits des échantillons 3 et 4, dans leur foyer d'agrégation. *H. multicinctus* reste le nématode majoritaire au sein de la parcelle de *C. spectabilis*, cependant il est retrouvé en quantité moins importante qu'au mois de mars.

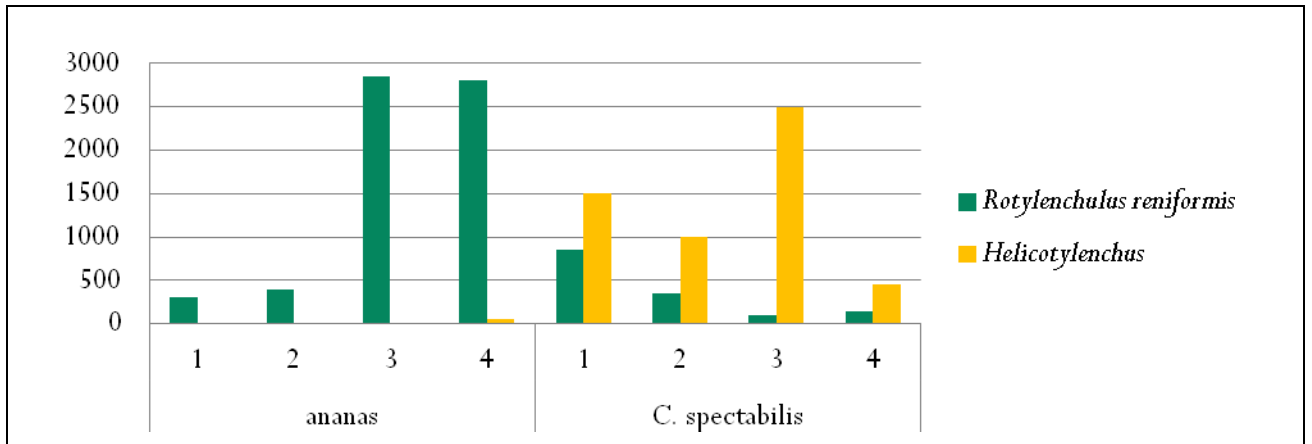


Figure 5 : Evaluation de la densité des populations de nématodes dans des parcelles d'ananas et de *Crotalaria spectabilis* au Morne Rouge au mois de mars 2012.

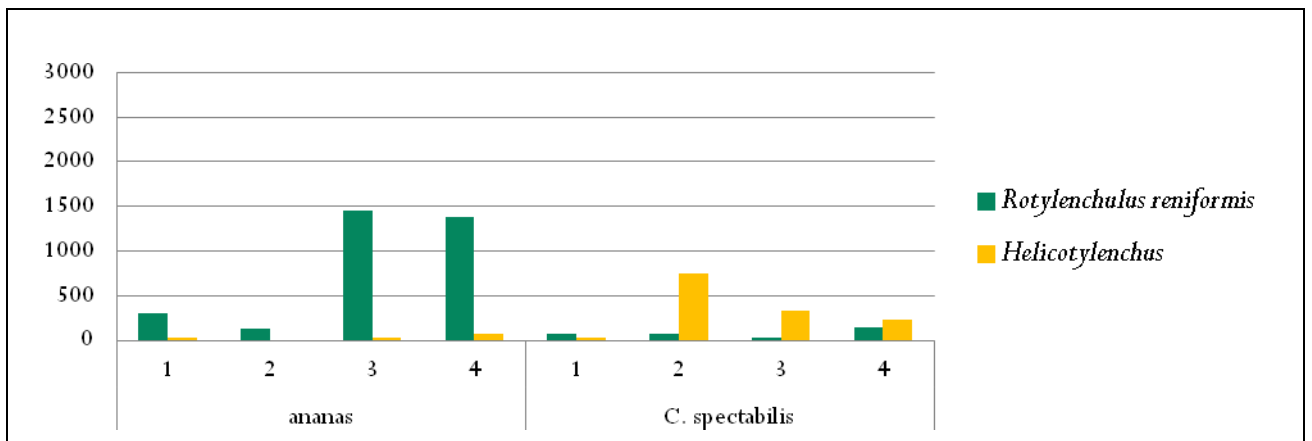


Figure 6 : Evaluation de la densité des populations de nématodes dans des parcelles d'ananas et de *Crotalaria spectabilis* au Morne Rouge au mois de mai 2012.

3- Evaluation spatiotemporelle des populations de symphyles (*Hanseniella spp*) au sein d'une parcelle d'ananas et de *Bracharia decumbens* à Basse Pointe :

a) Parcelle d'ananas :

Différents foyers de dispersions des symphyles ont été observés dans cette parcelle d'ananas (**Figure 8**). Dès le mois de février, trois foyers d'agrégation des symphyles ont été mis en évidence. Comme au Morne Rouge la dispersion des symphyles se fait dans des zones proches de ces foyers. Ils se dispersent de proche en proche jusqu'à s'étendre à la moitié de la parcelle au mois de mai. Cependant, comme le témoigne l'échelle des données, une quantité de symphyles inférieure à celles des trois premiers mois a été piégée au mois de mai (**Figure 7**). Ceci peut être dû aux fortes pluies qui ont précédé le prélèvement des pièges.

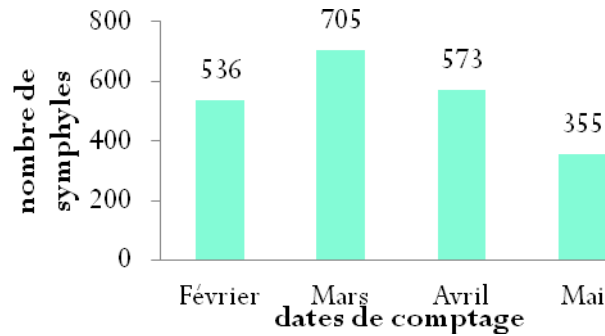


Figure 7 : Evolution du nombre de symphyles (*Hanseniella spp.*) au cours du temps dans la parcelle d’ananas à Basse Pointe.

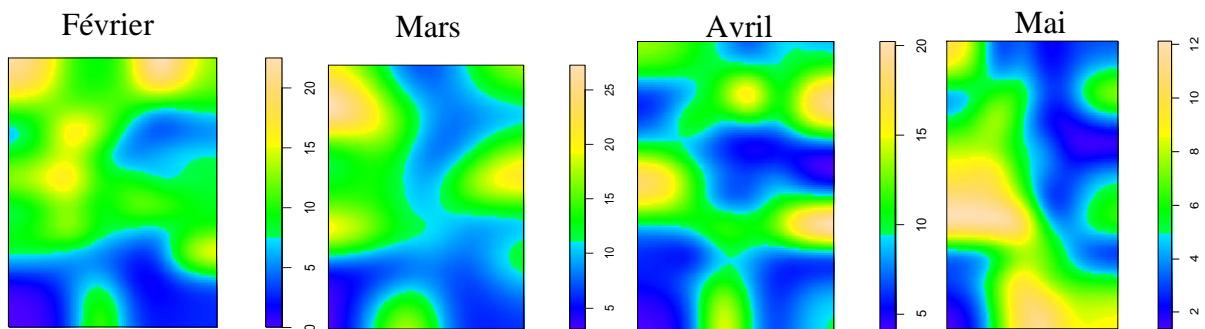


Figure 8 : Cartes de densité représentant l’évolution spatiotemporelle des populations de symphyles (*Hanseniella spp.*) dans une parcelle d’ananas à Basse Pointe.

b) Parcelle de *Bracharia decumbens*:

Le *Bracharia spp.* est une plante hôte des symphyles. Or, relativement peu de symphyles ont été prélevés au sein de la parcelle de *Bracharia*. Ceci est certainement lié à la compaction du sol au sein duquel les pièges ont été posés. En mars et en mai, une diminution importante du nombre de symphyles a été observée (**Figure 9**). Un excès d’eau a été constaté au sein des pièges à ces dates, ce qui peut être à l’origine de la diminution du nombre de symphyles.

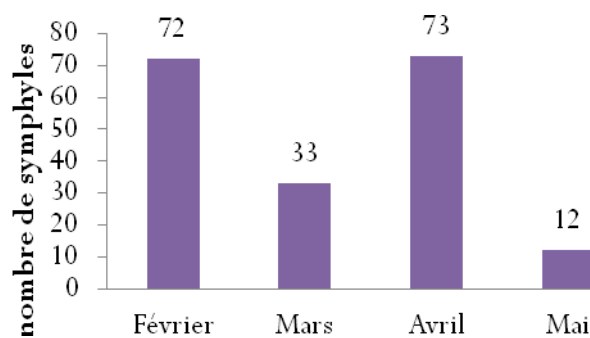


Figure 9 : Evolution du nombre de symphyles (*Hanseniella spp.*) au cours du temps au sein de la parcelle de *Bracharia* à Basse Pointe.

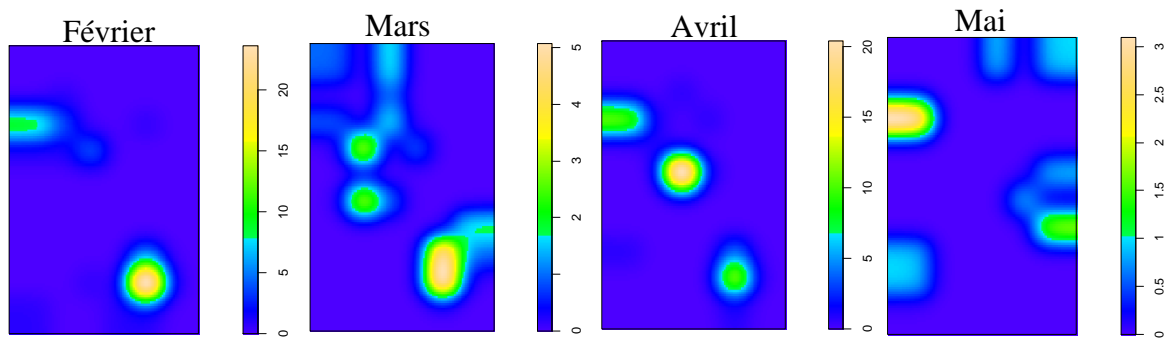


Figure 11 : Cartes de densité représentant l'évolution spatiotemporelle des populations de symphytes (*Hanseniella spp.*) au sein d'une parcelle de *Bracharia decumbens* à Basse Pointe.

4- Evolution spatiotemporelle des populations de nématodes au sein de parcelles d'ananas et de *Bracharia decumbens* à Basse Pointe :

L'espèce dominante dans les deux parcelles échantillonnées est *Rotylenchulus reniformis*, avec une densité supérieure dans le *Bracharia decumbens* lors du premier échantillonnage (**Figure 7**). Une forte proportion d'*Helicotylenchus multicinctus* a été extraite de *B. decumbens*. Deux mois après *B. decumbens* a induit une diminution considérable des nématodes *R. reniformis*, et *H. multicinctus* (**Figure 8**). Par contre, aucun changement notable n'a été constaté pour la parcelle d'ananas.

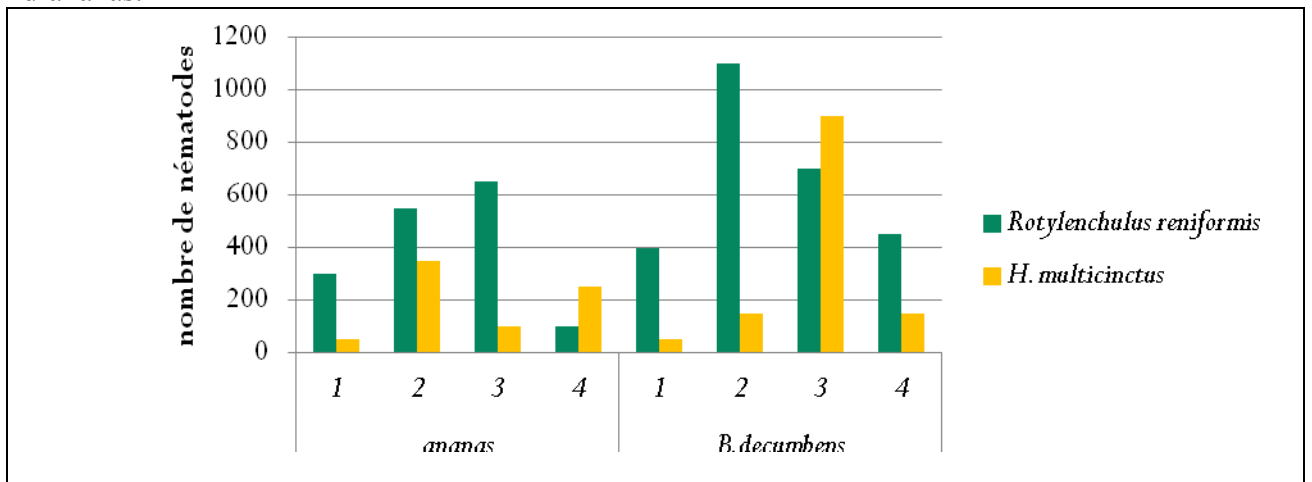


Figure 7 : Evaluation de la population de nématode au sein d'une parcelle d'ananas et de *Bracharia* au mois de février 2012.

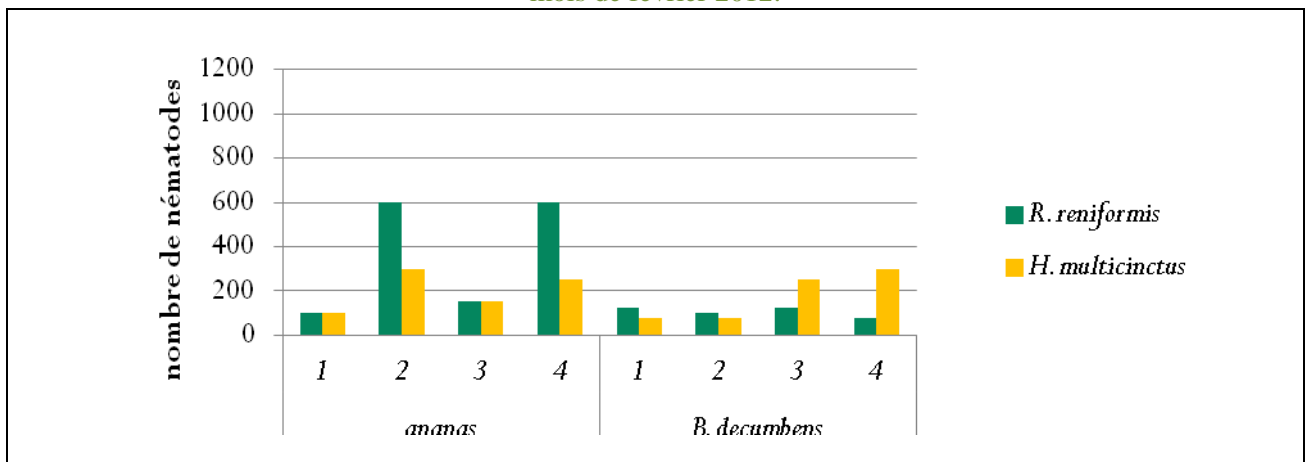


Figure 8 : Evaluation de la population de nématode au sein d'une parcelle d'ananas et de *Bracharia* au mois d'avril 2012.

C/ Evolution des populations de symphytes et de nématode au cours du temps au sein de chaque culture s'intégrant à la rotation culturale :

3- Symphytes :

Lors de la mise en place des pièges et du comptage la terre contenue dans les bacs était très humide. Environ 99% de la population de symphytes adultes a été retrouvée au sein des quatre bacs d'ananas. Il y a également eu multiplication des symphytes sous ce couvert.

Une diminution d'environ 64% des populations de symphytes adultes a été observée dans les bacs d'aubergine. Par contre, une multiplication importante des symphytes a été mise en évidence sous ce couvert. Cependant, seul un bac sur les quatre comportait un taux relativement élevé de larve (**Tableau 1**). L'écart type observé témoigne de cela. (**Figure 9**).

Au sein des bacs mis en jachère, environ 22% des symphytes adultes ont été piégés, soit une diminution de 78% de la population de départ. De plus, une faible quantité de larve a été mise en évidence sous ce couvert.

Un mois seulement après l'inoculation des symphytes, *Crotalaria retusa* induit une diminution de 88% des populations de symphytes. (**Figure 9**).

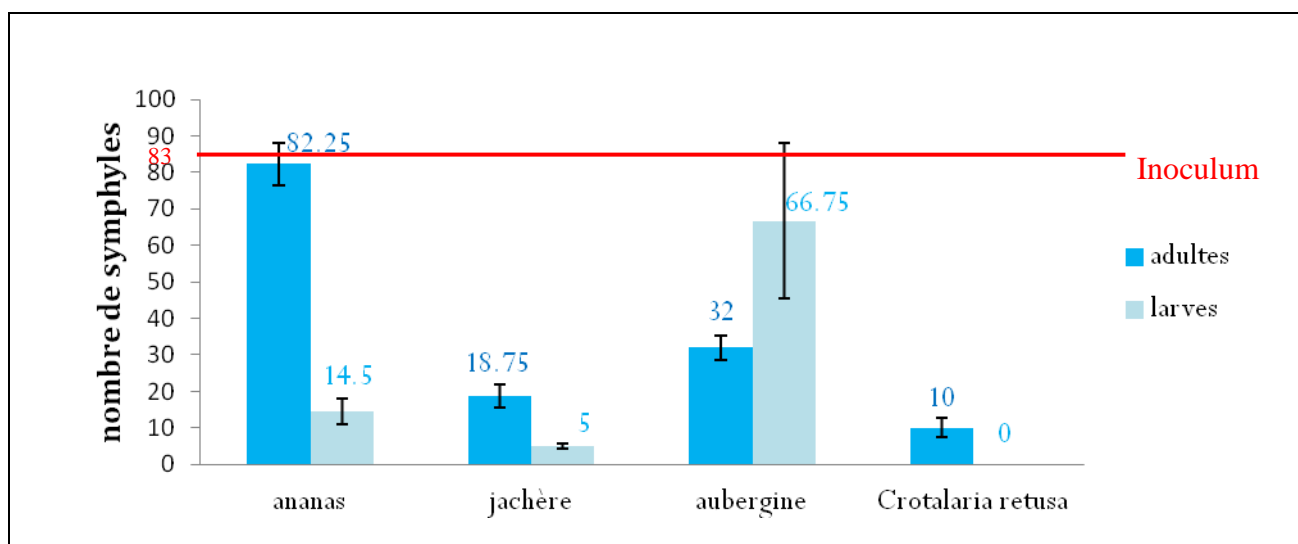


Figure 9 : Evolution des populations de symphytes (*Hanseniella spp.*) un mois après inoculation de 83 symphytes au sein des cultures entrant dans la rotation culturale.

Tableau 1 : Nombre de symphytes piégés au sein des quatre bacs d'aubergine dans la serre lors du premier piégeage :

Bacs	1	2	3	4
Adultes	26	52	36	14
Larves	12	22	231	2

Deux mois après l'inoculation des symphytes, un nouveau piégeage a été réalisé dans la serre. Contrairement au premier piégeage, la terre était très sèche. Du fait d'un dysfonctionnement de l'arrosage automatique.

Environ 35% des symphytes adultes ont été retrouvés au sein de la culture d'ananas. Soit une proportion largement inférieure à la quantité de symphytes piégées le mois précédent. Cependant, la quantité de larves piégées est comparable à celle relevée lors du précédent piégeage.

Concernant les bacs mis en jachère, les résultats restent similaires à ceux observés lors du précédent piégeage. En effet, 21% des symphytes adultes ont été piégés au cours de ce piégeage, contre 22% lors du précédent piégeage.

Au sein des bacs d'aubergine 2% des symphytes adultes ont été piégés contre environ 38% lors du précédent piégeage. De même, une diminution très importante du nombre de larves piégées a été observée. Avec ces seuls résultats il est impossible de conclure sur l'éventuel statut de plante hôte des aubergines envers les symphytes du fait des différences de conditions expérimentales entre les deux échantillonnages.

En ce qui concerne *C. retusa*, une diminution de 99% de la population de symphytes adultes a été observée sans production d'aucune larve (**Figure 10**).

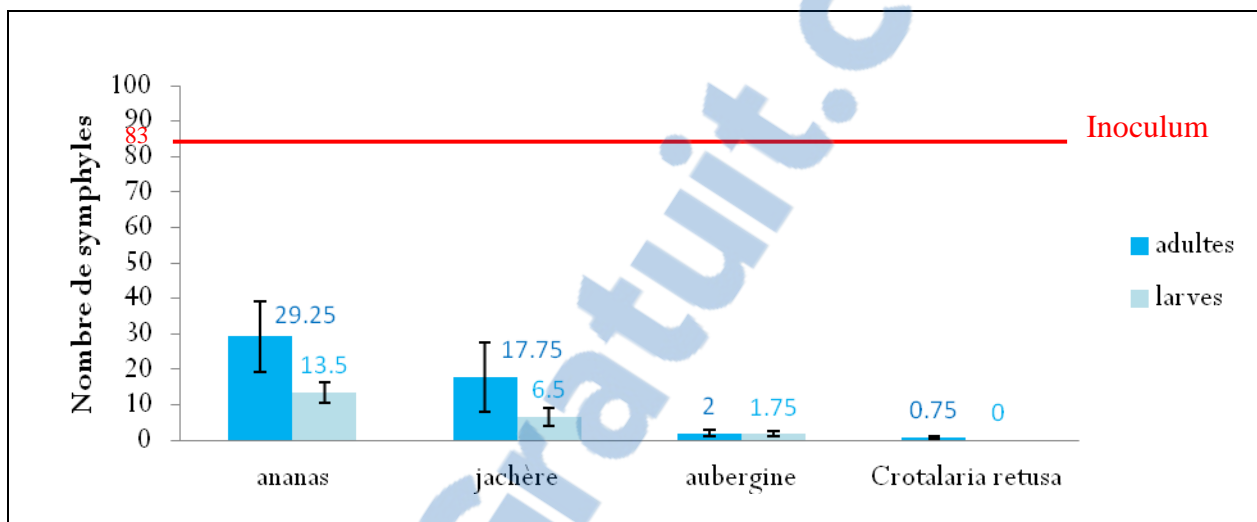


Figure 10 : Evolution des populations de symphytes (*Hansenella spp.*) deux mois après inoculation de 83 symphytes au sein des cultures entrant dans la rotation culturale

4- Evaluation des populations de nématodes au sein d'une parcelle expérimentale, Mer de chine, localisée à Basse Pointe :

Dans la parcelle Mer de Chine une très faible proportion de symphytes a été piégée, rendant impossible l'analyse des données.

Une faible quantité de *R. reniformis* a été extraite des parcelles d'ananas installées sur un précédent de *C. retusa*. Et le nombre de nématodes extraits de ces parcelles est resté constant au cours du temps (**Figure 11**).

C'est dans la parcelle mis en jachère que la quantité de *R. reniformis* était la plus importante lors du premier prélèvement. Il n'y a pas eu de fortes variations, une légère baisse du nombre de *R. reniformis* par rapport au premier prélèvement a été constatée en mars. Pour revenir à son niveau initial en mai au sein du précédent ananas. La jachère n'a donc pas d'influence considérable sur l'évolution des populations de *R. reniformis*.

La quantité de *R. reniformis* a fortement augmenté au sein des parcelles d'aubergine. La quantité de *R. reniformis* extraite en mai est plus de deux fois supérieure à celle extraite en janvier (**Figure 11**). Dans la parcelle d'aubergine placée sur un précédent d'ananas, la population de *R. reniformis* est plus de douze fois supérieure en mai avec en moyenne 3 933 *R. reniformis* dans la parcelle d'aubergine contre 333 en janvier. L'aubergine permet donc importante multiplication de *R. reniformis*.

Crotalaria retusa a induit la diminution des populations de *R. reniformis*. En janvier, le nombre moyen de *R. reniformis* s'élevait à 1 550 nématodes au sein de la parcelle de *C. retusa* contre 225 nématodes en mai, soit un peu plus de sept fois moins de *R. reniformis* en quatre mois seulement.

Une fluctuation des populations de *R. reniformis* en fonction de la plante cultivée peut être constatée. Certains couverts tels que l'ananas et l'aubergine induisent des populations importantes de *R. reniformis*. Alors que *C. retusa* a induit une réduction considérable des populations de *R. reniformis*. La mise en jachère de la parcelle n'a pas d'influence notable sur *R. reniformis*.

Ces observations permettent d'expliquer les résultats obtenus en janvier lors du premier échantillonnage. En effet, les cultures présentant les densités les plus élevées de nématodes sont le *C. retusa* et la parcelle en jachère. Par contre une densité largement inférieure de *R. reniformis* a été extraite des parcelles d'ananas et d'aubergine qui sont des plantes hôte de ce pathogène. La forte densité de *R. reniformis* au sein de la parcelle de *C. retusa* s'explique par le fait qu'elle est installée sur un précédent d'aubergine qui est une culture hôte de ce nématode.

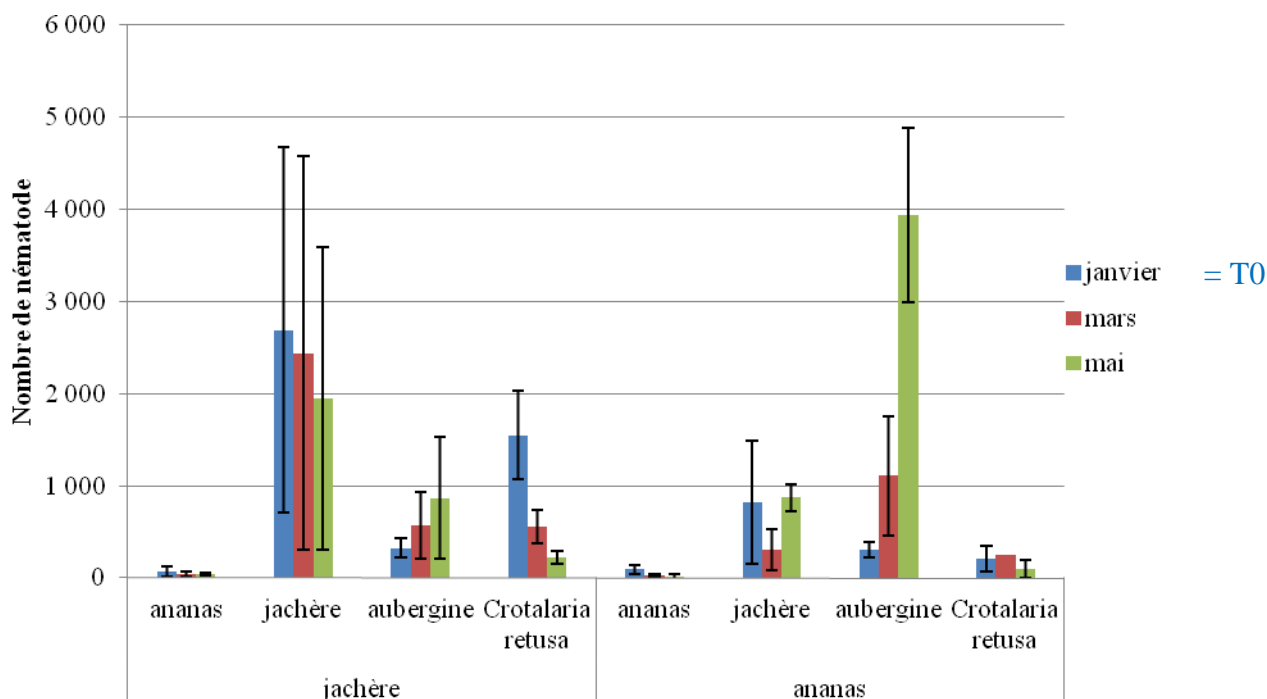


Figure 11 : Evolution des populations de *Rotylenchulus reniformis* au sein des différents couverts s'intégrant à la rotation après une première rotation sur précédent en jachère et un précédent d'ananas.

III/ Discussion et perspectives :

1- Les crotalaires :

Les crotalaires sont de faibles hôtes de nombreux nématodes phytopathogène (Wang et al., 2002). Elles sont efficaces pour la lutte contre le nématode *R. reniformis* et les symphytes *Hanseniella spp.* En effet, les résultats obtenus pour les plantes de service en chambre de culture ont démontré que *C. retusa*, *C. juncea* et *C. spectabilis* induisent une diminution considérable des populations *R. reniformis* en seulement deux mois. Ces plantes de service permettent la suppression de nombreux nématodes phytopathogènes, dont le nématode *Rotylenchulus reniformis* (Wang et al., 2002). Les résultats obtenus dans la serre et au sein de la parcelle Mer de Chine à Basse Pointe ont également démontré que *C. retusa* permet une diminution importante des populations de *Hanseniella spp.* De même, au Morne Rouge une faible quantité de symphytes a été piégée au sein de la parcelle de *C. spectabilis*. Cependant, une quantité importante de nématodes du genre *Helicotylenchus multicinctus* y a été relevée. Mais ce nématode n'est pas dangereux pour l'ananas. Dans certains cas, les crotalaires peuvent devenir hôte de certains nématodes (Wang et al., 2002). *C. spectabilis* est capable d'induire la multiplication des nématodes migrants, dont *Helicotylenchus spp.* et *Pratylenchus spp.* (Wang et al., 2002). Cette perte d'efficacité des crotalaires est liée à leur durée de plantation. En effet, leur durée d'efficacité

se limite à quelques mois seulement. Au delà elles peuvent devenir hôte de certains pathogènes (Wang *et al.*, 2002). Selon certaines études, la durée d'efficacité des crotalaires se limiterait à trois mois. D'autres préconisent même la plantation des crotalaires durant deux mois (Wang *et al.*, 2002). Or, les prélèvements ont été réalisés neuf et douze mois après la mise en place de la parcelle de *C. spectabilis*. L'ancienneté de la parcelle pourrait donc être à l'origine de l'effectif important d'*Helicotylenchus* observé au sein de cette parcelle.

2- *Mucuna pruriens* :

Mucuna pruriens s'avère très efficace pour la lutte contre *R. reniformis*. C'est une légumineuse parfois utilisée comme engrais vert, mais elle est surtout connue pour ses propriétés nématocides envers une large variété de nématodes. Et notamment envers le nématode *Rotylenchulus reniformis* (Quénéhervé *et al.*, 1998). Il a été démontré que l'activité nématocide de *M. pruriens* se localise surtout au niveau de son système racinaire (Vincente et Acosta, 1987). Cette plante de service agit également en stimulant les organismes antagonistes aux nématodes dans les sols. Elle est capable d'induire la prolifération d'une grande diversité d'organismes (Blanchart *et al.*, 2006) via un apport important de matière organique dans le sol. Ceci qui provoque une augmentation de la diversité et de la densité des organismes du sol, tels que les vers de terre ou d'autres organismes antagonistes des nématodes. C'est probablement via ces mécanismes que *M. pruriens* permet la multiplication d'*Hanseniella spp.* Contrairement aux crotalaires *M. pruriens*, s'avère bénéfique pour la suppression d'un pathogène tout en induisant la multiplication de l'autre. Or, le mieux reste une plante qui assainit le sol en diminuant les populations des deux pathogènes. De ce fait, malgré ses excellentes propriétés nématocides, il sera moins intéressant d'intégrer *M. pruriens* à une rotation visant à réduire les populations de *R. reniformis* et d'*Hanseniella spp.*

3- *Bracharia spp* :

Le *Bracharia* est une plante de service connue pour ces propriétés nématocides, elle permet une réduction considérable des populations de *R. reniformis* (Asmus *et al.*, 2008). Les résultats obtenus sur le terrain au sein de la parcelle de *Bracharia* à Basse Pointe ont montré qu'en seulement deux mois le *Bracharia* a induit une réduction importante des populations de nématodes du genre *R. reniformis* et *H. multicinctus*. Par contre, elle est favorable au développement de *Hanseniella spp.* Les résultats obtenus en chambre de culture ont démontré que *B. ruziziensis* est une plante hôte de *Hanseniella spp.*, car elle a induit une augmentation de 89% de la population de symphytes. En effet, le *Bracharia* induit l'amélioration de la structure du sol via un apport important de matières organiques (Husson *et al.*, 2008). Ce qui crée des conditions propices à la survie des symphytes. Cependant, les résultats obtenus sur le terrain au sein de la parcelle de *B. decumbens* à Basse Pointe et à Mer de Chine n'ont pas confirmé cela. En effet, le sol au sein duquel les prélèvements ont été réalisés était un sol très compact. Or, ce type de sols n'est pas favorable à la survie des symphytes et il est très difficile, voir même impossible pour eux de se déplacer dans ce type de sol (Umble *et al.*, 2006). Car ils sont incapables de creuser leur propre chemin dans les sols. Ils utilisent alors les macropores formés par d'autres microorganismes tels que les vers de terre. Ils préfèrent ainsi les sols meubles au sein desquels ils peuvent se mouvoir facilement (Umble *et al.*, 2006). La compaction du sol au sein de la parcelle de *Bracharia* et de la parcelle de Mer de Chine pourrait donc être à l'origine de la faible densité de symphytes observée.

4- Autres variétés :

En ce qui concerne les autres plantes de services ; *C. juncea*, *P. wettsteinii*, *D. milangiana*, ont été bénéfiques pour le contrôle des populations de *R. reniformis*. *C. pascuorum* est une plante hôte de *R. reniformis*. En revanche, les expériences visant à évaluer le potentiel assainissant de ces plantes de service envers *Hanseniella spp.* ne sont pas terminées. Des expériences sont également

en cours pour l'évaluation de l'effet de l'incorporation des matières végétales, racines et feuilles, de plantes de services sur les symphytes *Hanseniella spp.*

5- La répartition spatiale des populations de *R. reniformis* et *Hanseniella spp.* :

Concernant la répartition spatiale des populations de *Hanseniella spp.* et de *R. reniformis*, les résultats ont montré que ces organismes se répartissent en agrégats dans les sols. Cependant, les spots d'agrégation des nématodes se retrouvent rarement au même endroit que les spots d'agrégation des symphytes. Car ils sont en compétition pour la même ressource. Les cartes de densité ont démontré que les symphytes et les nématodes tendent à s'agréger au sein des parcelles agricoles. Des chercheurs ont montré que les symphytes tendent à se regrouper dans des « hotspots » de plusieurs mètres carrés, qui se retrouvent toujours aux mêmes endroits au fil des années (Soler *et al.*, 2006 ; Umble *et al.*, 2006).

Les populations de *Hanseniella spp.* et de *R. reniformis* augmentent au cours du temps dans les parcelles d'ananas avec quelques variabilités dues aux aléas climatiques. Du fait de leur importante sensibilité aux variations de leur milieu, l'étude de la dynamique des populations de symphytes et de nématodes dans leur milieu naturel s'avère particulièrement difficile et dépendante de nombreux facteurs tels que la température du sol, sa texture, sa structure et sa teneur en matière organique et son taux d'humidité. Il faut également pouvoir maintenir tous ces paramètres constants en cas d'étude en laboratoire. L'aléa observé lors des piégeages peut être expliqué par ce phénomène.

Conclusion :

Les crotalaires se sont révélées être de faibles hôtes de *R. reniformis* et d'*Hanseniella spp.*, deux pathogènes ayant des effets néfastes sur les rendements des cultures d'ananas. Cependant, les propriétés assainissantes des crotalaires semblent être limitées dans le temps (Wang *et al.*, 2002). En effet, au-delà d'un certain temps, elles peuvent induire la multiplication de certains pathogènes (Wang *et al.*, 2002). Six plantes de services, *Mucuna pruriens*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria retusa*, *Crotalaria spectabilis*, *Paspalum wettsteinii* et *Digitaria milangiana*, se sont également avérées bénéfiques pour le contrôle des populations de *R. reniformis*. La rotation culturale intégrant *Crotalaria retusa* comme plante de service pour l'assainissement des sols contaminés par *Hanseniella spp.* et *R. reniformis* pourrait être un bon moyen de lutte contre ces pathogènes. Cependant, compte tenu du statut d'hôte de l'aubergine envers *R. reniformis*, il serait préférable de rechercher une nouvelle culture de rente non hôte ou faible hôte de *R. reniformis* et d'*Hanseniella spp.* L'observation de la dynamique spatiotemporelle des populations des symphytes et des nématodes a mis en évidence la présence de spots d'agrégation d'*Hanseniella spp.* et de *R. reniformis*. Dans le cas des symphytes, ces spots restent localisés aux mêmes endroits au fil des années (Soler *et al.*, 2006 ; Umble *et al.*, 2006). La connaissance des lieux d'émergence de ces points de contamination pourrait être bénéfique pour la mise en place de traitements ciblés.

Références :

- AUBERT B., 1973. Ecologie de l'ananas. R.A. 73 IRFA n° 155.
- BERRY R.E., 1974. Biology of the predaceous mite, *Pergamasus quisquiliarum*, on the garden symphylan, *Scutigera immaculata*, in the laboratory. Ann. Entomol. Soc. Am. N° 66, pp 1354-1356.
- Berry, R. E. 1972. Garden symphylan: Reproduction and development in the laboratory. (*Scutigera immaculata*). Journal of Economic Entomology. Vol. 65. p. 1628-1632.
- Blanchart, E., Villenave, C., Viallatoux, A., Barthès, B., Girardin C., Azontonde, A., Feller C., 2006. Long-term effect of a legume cover crop (*Mucuna pruriens* var. *Utilis*) on the communities of soil macrofauna and nematofauna, under maize cultivation, in southern Benin. European Journal of Soil Biology. 42, 136-144.
- CASWELL E.P., SARAH J.-L., APT W.J., 1900. Nematodes parasites of pineapple. Pp 519-537.
- CASWELLE P., Am W. J., DEFRANKJ, et TANGC S., 1989. The influence of nonhost plants on population decline of *Rotylenchulus reniformis*. Journal of Nematology, 21 : 555
- control of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchus reniformis* in vegetables in polytunnels in D.L. Coyne, J.M. Nicol et B. Claudius-Cole, Traduit par Patrick Quénéhervé, 2010. Les nématodes des plantes: Un guide pratique des techniques de terrain et de laboratoire. International Institute of Tropical Agriculture.
- EDWARD P. CASWELL, Jean-Louis SARAH, WALTER J. APT, 1990. Nematode parasites of pineapple.
- Edwards, C. A. 1961. The ecology of Symphyla: part III. factors controlling soil distributions. Entomologia Experimentalis et Applicata 4: 239-256.
- EDWARDS, C.A. 1957. Bionomics of the Symphyla. Ph.D. Thesis, University of Wisconsin.
- EVANS D.O, JOY R.J., CHIA C.L., 1988. Cover crops for orchards in Hawaii. Research extension series 094. College of tropical agriculture and human resources, University of Hawaii, Honolulu, HI, U.S.A.
- GORTNER W.AA, 1963. A short term effect of weather on malic acid in pineapple fruit. J. Food science, vol. 28, pp191-192.
- GOWING D.P., 1961. Experiments on the photoperiodic response in pineapple. Amer. J. Bot., v. 48, pp 16-21.
- HALBRENDT J.M., 1996. Allelopathy in the management of plant-parasitic nematodes. Journal of nematology 28. pp 8-14.
- HAROON S. et SMART G.C., 1983. Effect of Pangola digitgrass on *Meloidogyne arenaria*, *M. javanica*, and *M. hapla*. Journal of nematology 15, pp 649-650.
- ILLINGSWORTH, J.F. 1929. *Scutigera immaculata* (Newport). H.E. Ewing, U.S.Nat. Mus. Illingsworth determination. Hawaii; Ent. Soc. 1927 Proc. 7 (2): 254-256.
- KAHN, A., 1985. Hatching response of *Rotylenchulus reniformis* to root leachates of certain hosts and non hosts. Revue de nematologie, n°8, pages 391-393.
- KÉHÉ M. 1988. Symphyle, myriapode (*Scutigera*) et le dépérissement racinaire de l'ananas en Côte d'Ivoire : incidence agronomique et moyens de lutte.
- KENNETH G. ROHRBACH et WALTER J., 1986. Nematode and disease problems of pineapple. Plant disease, vol 70, n° 1. pp 81-87.
- KLOPPER J.W, RODRIGUEZ-KABANA J.A., McINROY et COLLINS D.J., 1991. Analysis of populations and physiological characterization of microorganisms in rhizospheres of plants with antagonistic properties to phytopathogenic nematodes. Plant and soil 136. pp 95-102.
- LINFORD M.B., 1937. Stimulated activity of natural enemies of nematodes. Science 85. pp 123-124.

- Marie Alphonsine P.A., Fournier P., Dole B., Govindin J.C., Soler A.. 2010. A Bait and Trap Method for Sampling Symphyliid Populations in Pineapple. Pineapple news n°17, pages 18-22.
- Martinique. Nematropica. 28, 19-30.
- NIGHTINGALE G.T., 1942. Nitrate and carbohydrate reserves in relation to nitrogen nutrition of pineapple. Bot. Gaz. 110 (2) pp 409-445.
- PEACHEY, MOLDENKE, WILLIAM, BERRY, INGHAM, GROTH, 2002. Effect of cover crops and tillage system on symphylian (symphlya: *Scutigerella immaculata*, Newport) and *Pergamasus quisquiliarum* Canestrini (Acari: Mesostigmata) population, and other soil organisms in agricultural soils. Applied soil ecology 21, 59-70.
- PY C., J.J Lacoueilhe, C. Teisson, 1984. L'ananas sa culture ses produits. Techniques agricoles et productions tropicales. Pp 238-240.
- PY C., 1963. Influence du climat et de différents types de fumure sur la croissance de l'ananas en Martinique. R.A. IRFA n° 49.
- PY C., TISSEAU M.A., 1965. L'ananas techniques agricoles et productions tropicales. Edition maisonneuve et larose, Paris 291 p
- Quénéhervé, P., Topart, P., Martiny, B., 1998. *Mucuna pruriens* and other rotational crops for
- SANFORD W.G., 1962. Pineapple croplog, concept and development. Better crops Pl. food pp 32-43.
- SANTHOSH K. J, 2001. Some aspects of the ecology and biology of symphyle. P 9-91
- Soler, A., P.A. Marie-Alphonsine, P. Fournier, B. Dole and J.C. Govindin, 2010. A bait and trap method for sampling symphyliid populations in pineapple. Malaysia.
- Umble J., Dufour R., Fisher G., Fisher J., Leap J., Van Horn M., 2006. Symphylans: Soil Pest Management Options. ATTRA - National Sustainable Agriculture Information Service. 16 pp
- Vincente, N.E., Acosta, N., 1987. Efecto de *Mucuna deeringiana* en una población de *Meloidogyne incognita*. Nematropica. 17, 99-102.
- WALTON, C.L. 1930. Notes on serious tomato pest (*Scutigerella immawlata*). Univ. Bristol. Agr. And Hort. Res. Sta. Ann. Rept. 1930: 76-78.
- WANG K.H., SIPES B.S., SCHMITT D.P., 2002. Management of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple, *Ananas comosus*, by intercycle cover crops. J. nematol. 34
- Wang, K.-H., B. S. Sipes, and D. P. Schmitt., 2002. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: A review. Nematropica 32:35-57.
- WATERHOUSE, J.S. 1967. Population studies of the garden symphylian *Switgedlle immaculata*. Can. Ent. 99: 696-702.

ANNEXES :

Annexe 1 : posage de piège à symphyles :



Piège



Placer trois rondelles de
pomme de terre dans le
piège



Remplir le pot de terre



Recouvrir avec un pot
non percé.

Annexe 2 : Schéma des bacs dans la serre

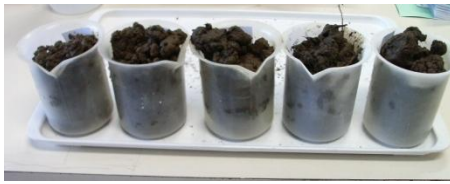
Inoculation de 10 000 nématodes par bac

jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas

Inoculation de 83 symphytes par bac

jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas
jachère	<i>Crotalaria retusa</i>	aubergine	ananas

Annexe 3 : Schéma du protocole d'extraction des nématodes par élutriation



Echantillons de terre



Echantillons à analyser



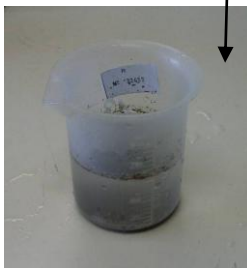
Mise en place des échantillons sur l'élutriateur



Passage à travers 4 tamis de 50µm



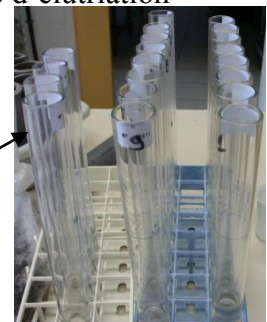
Echantillon récolté après passage sur la colonne d'élutriation



Récupération du reflux dans un bécher de 250mL



Le contenu du bécher est récupéré dans tamis placé au dessus d'un disque contenant de l'eau



Transfert de l'eau contenu dans le disque dans un tube de 50ml.

Comptage sous microscope après 72 heures

Annexe 4 : Schéma du protocole d'extraction des nématodes d'un échantillon de racine par centrifugation-flottaison :



Lavage et récupération de l'eau des racines.



Echantillon



Passage de l'échantillon à travers une colonne de cinq tamis.



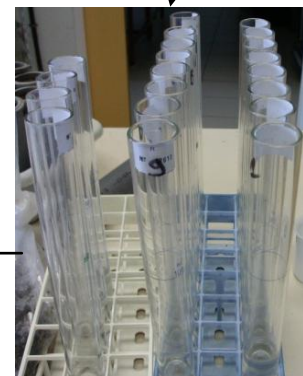
Centrifuger à 30 000 tours par minute.



Mélange à l'aide d'un vibromélangeur



Récupération du contenu des 4 derniers tamis dans un godet de centrifugation contenant 2 cuillères à café de KAOLIN.



Récupération du contenu du tamis dans un tube de 50 ml.

Comptage sous microscope

Annexe 5 : Historique des parcelles à Mer de Chine à Basse-Pointe :

