

REPUBLIQUE DE COTE D'IVOIRE

Union - Discipline – Travail

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Institut National Polytechnique
Félix HOUPHOUËT-BOIGNY de Yamoussoukro

THÈSE

Pour l'obtention du grade de

DOCTEUR DE L'INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE FELIX HOUPHOUËT-BOIGNY

Mention : Sciences Agronomiques et Génie rural

Spécialité : Protection des Végétaux et Biotechnologie Microbienne

Thème :

**Gestion intégrée des nématodes endoparasites migrants
Radopholus similis (Cobb, 1913) et *Pratylenchus coffeae*
(Zimmermann, 1898) par la pratique de la jachère à *Tithonia*
diversifolia (Helsl.) Gray (Asteraceae) en interculture de bananier
dessert (*Cavendish*) en Côte d'Ivoire**

Présentée et soutenue publiquement le 16 octobre 2020 par :

GNONHOURI Goly Philippe

JURY

M. YAO Kouassi Benjamin	Professeur, INP-HB de Yamoussoukro	Président
M. ZEZE Adolphe	Professeur, INP-HB de Yamoussoukro	Directeur
M. ADIKO Amoncho	Directeur de Recherche, CNRA/Dreg Abidjan	Co-Directeur
M. KONE Mongomaké	Professeur, Université Nangui Abrogoua	Rapporteur
M. ZIRIHI Guédé Noël	Professeur, Université Félix Houphouët Boigny	Rapporteur
M. ALLOU Kouassi	Directeur de Recherche, CNRA/Dreg Abidjan	Examineur

Paroles divines

*Mon peuple périt faute
de connaissance...*

Osée 4,6.

*Voilà ce qu'a fait pour moi le Seigneur au temps
où Il a jeté les yeux sur moi pour mettre fin à ce
qui faisait ma honte devant les hommes. Luc 1, 25.*

*Le jour Tu répondis à mon appel
Seigneur, Tu fis grandir en mon
âme la force. Psaume 137,3.*

Dédicaces

*Je dédie cette thèse à mon père biologique feu DOUZA GNONHOURI
mon père adoptif feu ZEZILE Sahié Georges
ma mère feu SERY Yahí Antoinette
mon oncle DOUZA Michel
ma tendre et aimante épouse Marie Bernadette
mes enfants et petits enfants*

Remerciements

Cette thèse a été réalisée au Laboratoire de Nématologie du Centre National de Recherche Agronomique (CNRA) de Bimbresso, dans le cadre de l'appui à la filière banane à travers un financement du Fonds Inter-professionnel pour la Recherche et le Conseil Agricole (FIRCA).

Je remercie Dr. KOFFI N'Guessan, Directeur Général de l'Institut National Polytechnique Félix HOUPHOUËT-BOIGNY de Yamoussoukro (INP-HB), Professeur YAO Kouassi Benjamin, Directeur de l'Ecole Doctorale Polytechnique (EDP) et le Conseil scientifique de l'EDP, pour avoir accepté mon inscription en thèse de doctorat.

Cette thèse n'aurait pu être menée à terme, si Monsieur le Directeur Général du CNRA, Dr. YTE Wongbé, n'avait pas témoigné d'une bienveillance et d'encouragements renouvelés à mon égard à chacune de mes visites. Je lui offre ce mémoire comme le témoignage de ma profonde gratitude.

Je remercie sincèrement Professeur ZEZE Adolphe qui a accepté la direction de cette thèse à l'EDP. Les excellents outils d'encadrement (Doctoriales, Comités de Suivi de Thèses, Conférences etc...) déployés à l'endroit des doctorants pour leur renforcement de capacité ont efficacement contribué à la finalisation de ce mémoire. Il m'est aujourd'hui particulièrement agréable d'exprimer toute ma gratitude au Professeur ZEZE.

Je suis reconnaissant à Dr. ADIKO Amoncho, Directeur de Recherche en Nématologie qui, malgré ses multiples charges, a accepté d'instruire ce mémoire. Co-Directeur de cette thèse, sa rigueur scientifique m'a été utile dans la mise en forme de ce travail. Merci cher collègue.

J'exprime toute ma gratitude à Messieurs les Membres du jury d'avoir accordé une singulière attention à cette étude en ayant accepté de composer ce jury en dépit de leurs innombrables responsabilités :

- le Professeur YAO Kouassi Benjamin, Directeur de l'EDP et Enseignant-Chercheur de l'INP-HB qui a bien voulu accepter de présider le jury de cette thèse. Merci cher Maître
- les Professeurs KONE Mongomaké et ZIRIHI Guédé Noël respectivement des Universités Nangui Abrogoua et Félix Houphouët-Boigny dont les avis favorables en qualité de rapporteurs de cette thèse ont ouvert la voie à la soutenance publique. Soyez en remerciés chers Maîtres
- le Professeur ALLOU Kouassi de la Direction Régionale CNRA d'Abidjan qui en tant qu'examineur de cette thèse, a formulé des critiques constructives pour l'amélioration du document final. Soyez en vivement et sincèrement remercié cher Maître.

Je tiens à remercier l'ex-Directeur Exécutif du FIRCA, Dr. ACKAH Agniman et l'ex-Directeur Général du CNRA, Dr. YO Tiémoko qui ont initié ce projet de financement et permis de bénéficier des infrastructures nécessaires à la mise en oeuvre de ce travail.

En 2010-2011, alors que je cherchais vainement à compiler mes résultats de recherche pour une valorisation académique, Dr. ZAKRA Nicodème, actuellement Directeur de la Recherche Scientifique et de l'Appui au Développement a suscité le recrutement au CNRA de Professeur FOUA BI comme facilitateur. L'aboutissement de ce travail est le fruit de ce généreux appui. Que Dr ZAKRA et Professeur FOUA BI trouvent ici mes sincères reconnaissances.

Monsieur le Professeur AKE Sévérin, ayant perçu mes difficultés, s'est porté à mon secours en me faisant confiance. Certains résultats présentés dans ce mémoire ont été discutés et publiés avec son concours. De tous ces contacts, je retiens de lui l'image d'un homme humble rigoureux et généreux. Merci Professeur.

J'adresse toute ma sympathie à mes collègues des deux Programmes de Recherche de l'Unité Opérationnelle de Bimbresso. Pour l'équipe HEVEA, il s'agit de Dr. OBOUAYEBA Samuel (Directeur de Recherche), Dr. WAHOUNOU Polié Jean (Maître de Recherche) paix à son âme, Dr. ELABO Angeline épouse KONGO (Maître de Recherche), Mr. GNAGNE Michel (Chargé de Recherche) et Dr. VAWA Serge (Attaché de Recherche). Pour l'équipe ANANAS BANANE & PLANTAIN, ce sont Dr. KOBENAN Kouman (Directeur de Recherche), Dr. TRAORE Siaka (Maître de Recherche), Dr. ABY Charles (Chargé de Recherche), Dr. ATSIN Olivier (Attaché de Recherche) et Dr. N'GUETTA Adélaïde épouse N'GUESSAN (Attaché de Recherche). Merci à vous chers collègues chercheurs qui avez chacun à sa manière contribué à la finalisation de ce travail.

J'exprime aussi mes remerciements aux planteurs des bassins de production de banane dessert des Régions administratives d'Aboisso (SUD COMOIE), d'Abidjan (DISTRICT et GRANDS PONTS) et d'Agboville (AGNEBY-TIASSA) qui m'ont accueilli dans leurs plantations avec aimabilité et intérêt scientifique.

Le personnel du Laboratoire de Nématologie: Paulin KALLOU, Pamphyl SEKA (paix à son âme), Brice GONTO, Sanogo ALLY, Gilbert LOULOU (paix à son âme) et Aniset KOUAHO ont participé avec dévouement et compétence à l'exécution des travaux présentés ici. Sans eux, il aurait été impossible de réunir toutes les données. Je leur exprime ma gratitude pour la contribution généreuse à ce travail.

Ce travail a bénéficié du soutien des chrétiens, membres engagés de la Communauté du Chemin Neuf en Côte d'Ivoire avec à sa tête le Responsable Sylvestre M'BRA et à ses côtés son aimable épouse Gisèle. Ils ont manifesté un intérêt fraternel à notre projet d'inscription à l'Ecole Doctorale en ne cessant à chacune de nos rencontres communautaires de savoir l'état d'avancement des travaux. Qu'ils trouvent en ce mémoire le fruit de leurs prières et de leur contribution à l'essor de la Science.

La sympathique équipe de la Direction de l'Unité Opérationnelle de Bimbresso a contribué dans la convivialité et la bonne humeur au partage quotidien des tâches de l'Administration de CNRA_Bimbresso. A vous qui m'avez remonté le moral durant les moments exaltants de la conduite des Hommes, je tiens à vous exprimer toute ma gratitude notamment à Lydie BLEKOU épouse BOLE et Thérèse ESMEL épouse FOURNIER (Secrétaires); Benjamin Kouadio KONE et Jacqueline BADOU épouse MELY (Financiers), Brahim BARRO (Commis achats), Pascal Brou KOFFI (Service personnel), Louis NANA (Technicien reprographe), Hugues Gossa DIMI (Services généraux), Benjamin Kouadio KOUADIO (Chef Entretien).

Table des matières

	Page
Paroles divines.....	i
Dédicaces.....	ii
Remerciements.....	iii
Liste des figures.....	xi
Liste des tableaux.....	xiv
Liste des abréviations.....	xv
INTRODUCTION GENERALE.....	1
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	7
CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE BANANIER.....	8
1.1-Origine et distribution du bananier.....	8
1.2- Position systématique du bananier.....	8
1.3- Description du bananier.....	12
1.3.1- Tige souterraine ou souche.....	12
1.3.2- Système racinaire.....	12
1.3.3- Pseudotrunc.....	15
1.3.4- Système foliaire.....	15
1.3.5- Inflorescence et fruits.....	15
1.4- Ecologie du bananier.....	16
1.5- Système de culture de la banane dessert d'exportation.....	16
1.6- Importance économique de la production de la banane.....	18
1.6.1- Importance économique de la banane dans le monde.....	18
1.6.2- Importance économique de la banane en Côte d'Ivoire.....	18
CHAPITRE II : PRINCIPALES CONTRAINTES BIOTIQUES DU BANANIER.....	23
2.1- Champignons.....	23
2.1.1- Champignons parasites des feuilles.....	23
2.1.2- Champignons telluriques.....	23
2.2- Bactéries.....	24
2.2.1- Maladie de Moko.....	24
2.2.2- Maladie du sang.....	24
2.2.3- Flétrissement bactérien.....	25
2.3- Viroses.....	25
2.3.1- "Banana Bunchy Top" ou Sommet touffu.....	25
2.3.2- Mosaïque du comcombre.....	25
2.3.3- Mosaïque en "tîrets" du bananier.....	25
2.3.4- Mosaïque des bractées du bananier.....	26
2.3.5- "Banana Mild Mosaic".....	26

2.4- Insectes ravageurs.....	26
2.4.1- Charançon du bananier.....	26
2.4.2- Foreur du pseudo tronc.....	26
2.4.3- Ver blanc.....	27
2.5- Symphiles.....	27
2.6- Nématodes phytoparasites.....	27
2.6.1- Morphologie générale des nématodes.....	28
2.6.2- Cycle de développement des nématodes.....	30
2.6.3- Comportement trophique des nématodes phytoparasites.....	30
2.6.3.1- Nématodes ectoparasites.....	32
2.6.3.2- Nématodes endoparasites.....	32
2.6.3.2.1- Nématodes endoparasites sédentaires.....	32
2.6.3.2.2- Nématodes endoparasites migrants.....	32
2.6.3.3- Nématodes semi-endoparasites.....	34
2.6.3.3.1- Nématodes semi-endoparasites migrants.....	34
2.6.3.3.2- Nématodes semi-endoparasites sédentaires.....	34
2.6.4- Interactions entre nématodes phytoparasites du bananier.....	34
2.6.5- Principales espèces de nématodes associées aux bananiers en Côte d'Ivoire.....	35
2.6.5.1- <i>Pratylenchus coffeae</i>	35
2.6.5.1.1- Taxonomie de <i>Pratylenchus coffeae</i>	35
2.6.5.1.2- Origine et distribution de <i>Pratylenchus coffeae</i>	36
2.6.5.1.3- Biologie et cycle de reproduction de <i>Pratylenchus coffeae</i>	36
2.6.5.2- <i>Radopholus similis</i>	37
2.6.5.2.1- Taxonomie de <i>Radopholus similis</i>	37
2.6.5.2.2- Origine et distribution de <i>Radopholus similis</i>	37
2.6.5.2.3- Biologie et cycle de reproduction de <i>Radopholus similis</i>	39
2.6.6- Incidences des nématodes phytoparasites sur la culture du bananier.....	39
2.7- Adventices.....	41
2.7.1- Définitions.....	41
2.7.2- Cycle biologique des adventices.....	41
2.7.3- Influence de la préparation du sol sur la composition floristique.....	41
2.7.4- Incidence de la culture intensive sur la composition floristique.....	42
2.7.5- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes phytoparasites.....	42
2.7.6- Propriété d'allelopathie des mauvaises herbes vis-à-vis des nématodes.....	43
2.7.7- Cas spécifique de <i>Tithonia diversifolia</i> en Côte d'Ivoire.....	44
2.7.7.1- Aire de distribution de <i>T. diversifolia</i>	44
2.7.7.2- Mode de dissémination et usages de <i>T. diversifolia</i>	44
2.7.7.3- Rôle de <i>T. diversifolia</i> dans la régulation des nématodes phytoparasites.....	46
CHAPITRE III : METHODES DE LUTTE CONTRE LES NEMATODES.....	47
3.1- Lutte chimique contre les nématodes.....	47
3.1.1- Application systématique de nématicide.....	47
3.1.2- Lutte raisonnée par avertissement.....	47
3.2- Lutte biologique contre les nématodes.....	49
3.2.1- Lutte par les champignons prédateurs.....	49
3.2.2- Lutte par les champignons ovicides.....	49
3.2.3- Lutte par les champignons nématophages à spores adhésives.....	49
3.2.4- Lutte par les endomycorhizes à vésicules et à arbuscules.....	49
3.2.5- Lutte par les bactéries antagonistes des nématodes.....	51
3.2.6- Lutte par des toxines de microorganismes.....	51

3.2.7- Lutte par des plantes à effets nématocides.....	51
3.3- Lutte par les moyens physiques.....	52
3.3.1- Lutte par parage.....	52
3.3.2- Lutte par inondation des sols infestés.....	52
3.3.3- Lutte par fossés d'isolation hydrique.....	52
3.4- Lutte par les variétés résistantes.....	53
3.5- Méthodes de lutte culturale.....	53
3.5.1- Lutte par le matériel végétal sain indemne de nématodes.....	53
3.5.2- Lutte par l'usage de jachère.....	53
3.5.2.1- Jachère naturelle.....	53
3.5.2.2- Jachère améliorée.....	54
3.6- Méthodes de lutte intégrée.....	55
3.7- Conclusion partielle.....	56
DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES.....	57
CHAPITRE IV : MILIEU D'ETUDE.....	58
4.1- Organisation d'une bananeraie industrielle.....	58
4.1.1- Carré de production.....	58
4.1.2- Secteur de production.....	58
4.1.3- Bloc de production.....	58
4.2- Sols des bassins de production de banane dessert en Côte d'Ivoire.....	61
4.2.1- Sols sur schistes birrimiens.....	61
4.2.2- Sols sur granites.....	61
4.2.3- Sols sur sables tertiaires.....	61
4.2.4- Sols sur alluvions fluviales.....	63
4.2.5- Sols tourbeux.....	63
4.3- Climat des zones de culture.....	65
4.4- Conclusion partielle.....	65
CHAPITRE V : MATERIEL.....	66
5.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES.....	66
5.1.1- Matériel biologique.....	66
5.1.2- Matériel animal.....	69
5.1.3- Matériel technique.....	71
5.2- STRATEGIE DE GESTION DE <i>R. SIMILIS</i> ET <i>P. COFFEAE</i> PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE <i>TITHONIA DIVERSIFOLIA</i>.....	71
5.2.1- Matériel biologique.....	71
5.2.2- Matériel animal.....	71
5.2.3- Matériel technique.....	72

CHAPITRE VI : METHODES.....	72
6.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES.....	72
6.1.1- Echantillonnage dans les carrés de bananiers.....	72
6.1.2- Extraction des nématodes des racines par la double centrifugation.....	72
6.1.3- Fréquence et abondance des principales espèces de nématodes	76
6.1.4- Distribution spatiale des principales espèces de nématodes	76
6.1.5- Profil de la pérennisation des bananeraies industrielles en Côte d'Ivoire.....	79
6.1.6- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies.....	80
6.1.7- Interactions entre <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en serre.....	81
6.2- STRATEGIE DE GESTION DE R. SIMILIS ET P. COFFEAE PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE TITHONIA DIVERSIFOLIA.....	85
6.2.1- Statut d'hôte de <i>Tithonia diversifolia</i> en serre.....	85
6.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers avec <i>T. diversifolia</i>	87
6.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de <i>T. diversifolia</i> sur les vitro plants de bananiers.....	88
6.2.4- Analyse des données expérimentales	91
 TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET DISCUSSION.....	 92
CHAPITRE VII : RESULTATS.....	93
7.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES.....	93
7.1.1- Répartition des principales espèces de nématodes dans les bananeraies.....	93
7.1.1.1- Tendance des populations de nématodes à l'échelle des exploitations.....	96
7.1.1.2- Répartition des populations en fonction de la fréquence et abondance des espèces	104
7.1.1.3- Distribution spatiale des nématodes dans les bananeraies.....	106
7.1.2- Pérennisation du verger en culture industrielle de banane dessert en Côte d'Ivoire.....	109
7.1.2.1- Longévité maximale des bananiers dans les bassins prospectés.....	109
7.1.2.2- Délai de renouvellement des bananeraies dans les bassins de production.....	109
7.1.3- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies.....	113
7.1.3.1- Adventices hôtes des Nématodes Parasites Majeurs (NEM).....	113
7.1.3.2- Adventices hôtes des Nématodes Secondaires (NS).....	116
7.1.3.3- Principales adventices hôtes des cinq principales espèces de nématodes.....	116
7.1.4- Interactions entre <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en serre.....	119
7.1.4.1- Evolution des populations de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i>	119
7.1.4.2- Incidence de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> sur la croissance végétative	121
7.2- STRATEGIE DE GESTION DE R. SIMILIS ET P. COFFEAE PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE TITHONIA DIVERSIFOLIA.....	129
7.2.1- Statut d'hôte de <i>T. diversifolia</i> vis-à-vis de <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en serre.....	129
7.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers avec <i>T. diversifolia</i>	129
7.2.2.1- Pratique courante de jachère en interculture de bananiers dans les bassins de production.....	129
7.2.2.2- Incidence de <i>T. diversifolia</i> sur les adventices en interculture de bananiers.....	131
7.2.2.3- Incidence de <i>T. diversifolia</i> sur les populations de nématodes en interculture de bananiers.....	131
7.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de <i>T. diversifolia</i> sur les vitro plants de bananiers.....	137
7.2.3.1- Effet sur la réinfestation des parcelles de vitro plants de bananiers.....	137
7.2.3.2- Effets sur les paramètres de récolte des vitro plants de bananiers.....	137

CHAPITRE VIII : DISCUSSION.....	143
8.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES.....	143
8.1.1- Répartition des principales espèces de nématodes dans les bananeraies.....	143
8.1.2- Pérennisation du verger en culture industrielle de banane dessert en Côte d'Ivoire.....	144
8.1.3- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies.....	146
8.1.4- Interactions entre <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en serre.....	147
8.1.5- CONCLUSION PARTIELLE.....	149
8.2- STRATEGIE DE GESTION DE R. SIMILIS ET P. COFFEAE PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE TITHONIA DIVERSIFOLIA.....	151
8.2.1- Statut d'hôte de <i>T. diversifolia</i> vis-à-vis de <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en serre.....	151
8.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers avec <i>T. diversifolia</i>	152
8.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de <i>T. diversifolia</i> sur les vitro plants de bananiers	154
8.2.4- CONCLUSION PARTIELLE.....	156
CONCLUSION GENERALE	157
RECOMMANDATIONS.....	159
PERSPECTIVES.....	160
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	161
ANNEXES.....	184

Liste des figures

	Page
Figure 1 : Aire de répartition originelle des Musaceae.....	10
Figure 2 : Représentation schématique d'un bananier	13
Figure 3 : Coupe longitudinale du rhizome d'un bananier	14
Figure 4 : Culture continue de bananier dessert.	17
Figure 5 : Dispositif de plantation en bananeraie.....	17
Figure 6 : La banane dessert produite en Côte d'Ivoire et les échanges à travers le monde.....	20
Figure 7 : Les principaux pays producteurs (A) et exportateurs (B) de banane dessert au monde.....	21
Figure 8 : Schéma de l'organisation générale d'un nématode parasite de plantes.....	29
Figure 9 : Représentation schématique du cycle vital de nématodes endoparasites migrants	31
Figure 10 : Représentation des différents modes de nutrition chez les nématodes	33
Figure 11 : Morphologie de <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i>	35
Figure 12 : Chute des bananiers sous l'effet du vent à cause du faible ancrage racinaire	40
Figure 13 : Quantité de pesticides utilisées en culture de bananier dessert	40
Figure 14 : <i>Tithonia diversifolia</i>	45
Figure 15 : Manifestation de rue aux Antilles françaises en 2013 contre l'usage des pesticides	50
Figure 16 : Répartition des bananeraies prospectées dans les trois bassins de production industrielle.....	59
Figure 17 : Vue aérienne de carrés de production industrielle de banane dessert	60
Figure 18 : Situation géologique du Sud-Est de la Côte d'Ivoire, correspondant à la zone de concentration des principaux bassins de production industrielle de banane dessert	62
Figure 19 : Pluviométries mensuelles moyennes enregistrées dans les bassins de production de banane dessert.....	64
Figure 20 : Matériel végétal de plantation en phase de grossissement	68
Figure 21 : Schéma de la méthode d'extraction des nématodes par centrifugation.....	75
Figure 22 : Diagramme 'Fréquence & Abondance', représentant les populations de nématodes réparties en quatre classes démographiques.....	77
Figure 23 : Types de distribution spatiale des animaux du sol.....	78
Figure 24 : Dispositif en vase de végétation réalisé en serre, pour l'expérimentation de l'interaction <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i>	84
Figure 25 : Bouturage de <i>T. diversifolia</i> en pépinière.....	86
Figure 26 : Dispositif expérimental pour l'étude de l'arrière-effet de la jachère contrôlée à base de <i>Tithonia diversifolia</i> en culture de banane dessert à Akressi (SUD COMOE).....	90

Figure 27 : Répartition des principales espèces de nématodes observées dans les bananeraies des principaux bassins de production (AGNEBY TIASSA, DISTRICT & Grds PONTS, SUD COMOE).....	95
Figure 28 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin de production de d'Agboville qui n'hébergent pas <i>P. coffeae</i>	97
Figure 29 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin de production d'Agboville où coexistent <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i>	98
Figure 30 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Abidjan qui n'hébergent ni <i>R. similis</i> ni <i>P. coffeae</i>	99
Figure 31 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Abidjan qui n'hébergent pas <i>P. coffeae</i>	101
Figure 32 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Abidjan où coexistent <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i>	102
Figure 33 : Tendances des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Aboisso où coexistent <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i>	103
Figure 34 : Répartition en diagramme "Fréquence & Abondance" des principales espèces de nématodes dans les bassins de production.....	105
Figure 35 : Carte sanitaire de la répartition de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> dans les bassins de production de banane dessert des régions d'Aboisso, d'Abidjan et d'Agboville	108
Figure 36: Longévité du verger de bananiers dans les bassins de production.....	110
Figure 37 : Profil de la pérennisation des bananeraies dans les bassins de production	111
Figure 38 : Répartition des familles d'adventices comportant les plantes "réservoirs" de nématodes répertoriées durant l'interculture de bananiers	114
Figure 39 : Adventices favorables au développement des cinq principales espèces de nématodes du bananier	118
Figure 40 : Evolution des populations de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> dans les racines de bananiers en inoculations monoxéniques.....	120
Figure 41 : Evolution des populations finales de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> dans les racines de bananier en fonction de leurs populations initiales en inoculation mixte.....	122
Figure 42 : Réponses des vitro-plants de <i>Grande Naine</i> aux inoculations de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> concernant le système foliaire	126
Figure 43 : Réponses des vitro-plants de <i>Grande Naine</i> aux inoculations de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> concernant le rhizome	128
Figure 44 : Evolution hebdomadaire de 300 individus (<i>R. similis</i> + <i>P. coffeae</i>) inoculés aux racines de <i>T. diversifolia</i> en vase de végétation en serre à la station de recherche de Bimbresso.....	130
Figure 45 : Racine inoculée de <i>Tithonia diversifolia</i> , écrasée entre deux plaques de verre montrant la présence de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> <i>in situ</i> , 1 à 6 semaines après inoculation	130
Figure 46 : Principales jachères observées durant l'interculture des bananiers dans les bassins de production.....	132
Figure 47 : Mise en place de la jachère contrôlée à base de <i>T. diversifolia</i>	133
Figure 48 : Développement végétatif de <i>T. diversifolia</i>	134

Figure 49 : Incidence comparée de jachères spontanée et contrôlée à base <i>T. diversifolia</i> sur le développement des principales familles d’adventices ‘réservoirs’ de nématodes.	135
Figure 50 : Développement de la biomasse racinaire de <i>T. diversifolia</i> et la réduction des populations de nématodes en interculture de bananiers.....	136
Figure 51 : Réinfestation post jachère des vitro plants de bananiers par <i>R. similis</i> de 50 jours après planting jusqu’à la floraison (211 jours) durant le 1^{er} cycle de production.....	138
Figure 52 : Réinfestation post jachère des vitro plants de bananiers par <i>P. coffeae</i> de 50 jour après planting jusqu’à la floraison (211 jours) durant le 1^{er} cycle de production.....	138
Figure 53 : Prévalence post jachère des populations de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> dans les parcelles de vitro plants de bananier au 2^{ème} cycle de production	139

Liste des tableaux

	Page
Tableau I : Position systématique du genre <i>Musa</i> dans les monocotylédones	11
Tableau II : Evolution des <i>Eumusa</i>	11
Tableau III: Principales espèces végétales libérant des molécules némato-toxique vis-à-vis des nématodes du bananier au cours de leur croissance	48
Tableau IV : Cultivars de bananiers dessert communément plantés dans les principaux bassins de productions de Côte d'Ivoire.....	67
Tableau V : Caractères distinctifs des deux nématodes endoparasites migrateurs : <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i>	70
Tableau VI : Matériel et produits de laboratoire utilisé pour l'extraction, l'identification et le dénombrement de nématodes parasites des racines	73
Tableau VII : Répartition des carrés de bananiers prospectés dans les bassins de production industrielle des régions d'Agboville, d'Abidjan et d'Aboisso.....	94
Tableau VIII : Distribution des principales espèces de nématodes dans les bassins de production de banane dessert	107
Tableau IX: Analyse des courbes de pérennisation des bananeraies dans les principaux bassins de production en Côte d'Ivoire	112
Tableau X : Adventices hôtes de <i>Radopholus similis</i> et <i>Pratylenchus coffeae</i> en bananeraies.....	115
Tableau XI : Adventices hôtes de <i>Helicotylenchus multicinctus</i> , <i>Hoplolaimus pararobustus</i> , <i>Meloidogyne</i> spp en bananeraies	117
Tableau XII : Indice d'accroissement des populations (IC) de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> pour l'ensemble des trois dépotages.....	123
Tableau XIII : Incidence de l'inoculation de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> sur les paramètres du système foliaire de la variété <i>Grande naine</i>	125
Tableau XIV : Incidence de l'inoculation de <i>R. similis</i> et <i>P. coffeae</i> sur les composantes du rhizome de la variété <i>Grande naine</i>	127
Tableau XV : Répartition des surface en production et en jachère observée dans les exploitations industrielles de banane dessert des bassins de production.....	132
Tableau XVI : Production des vitro plants de bananiers au 1 ^{er} cycle en fonction des traitements.....	141
Tableau XVII : Production des vitro plants de bananiers au 2 ^{ème} cycle en fonction des traitements.....	142

Liste des abréviations

- A** : Génome de bananiers du groupe *Musa acuminata*
- AA** : Génomes de bananiers diploïdes du groupe *Musa acuminata*
- AAA** : Génomes de bananiers triploïdes du groupe *Musa acuminata*
- AAAA** : Génomes de bananiers tétraploïdes du groupe *Musa acuminata*
- AAB** : Bananiers triploïdes composés de deux génomes *Musa acuminata* et un génome *Musa balbisiana*
- AB** : Bananiers diploïdes composés d'un génome *Musa acuminata* et un génome *Musa balbisiana*
- ABB** : Bananiers triploïdes composés deux génomes *Musa balbisiana* et un génome de *Musa acuminata*
- ATF** : Assistance Technique et Financière
- B** : un génome de *Musa balbisiana*
- BBTD**: Banana Bunchy Top disease
- BBTV**: Banana bunchy top virus
- CARBAP** : Centre Africain de Recherches sur les Bananiers et Plantain
- CDBCI** : Compagnie des Bananes de Côte d'Ivoire
- CIRAD** : Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
- CMV** : Cucumber Mosaic Virus (Virus de la mosaïque du concombre)
- CNRA** : Centre National de Recherche Agronomique
- CRBP** : Centre Régional de Recherches sur les Bananiers et Plantain
- FAO** : Food and Agriculture Organization (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture)
- FHIA** : Fundación Hondureña de Investigación Agrícola
- FIRCA** : Fonds Interprofessionnel pour la Recherche et le Conseil Agricoles
- IITA** : International Institute for Tropical Agriculture
- l** : litre
- m** : mètre
- ml** : millilitre
- OBAMCI** : Organisation pour la commercialisation de la Banane de l'Ananas et de la Mangue en Côte d'Ivoire
- OCAB** : Organisation Centrale des Exportateurs d'Ananas-Bananes
- ONCE** : Observatoire National sur la Compétitivité des Entreprises

PIB : Produit Intérieur Brut

pH : Potentiel hydrogène

SAKJ : Société Agricole Kablan Joubin

SCB : Société de Culture Bananière

SBMK : Société Bananière Maubert Kablan

SPDCie : Société des Plantations Daval et Compagnie

UPEFCI : Union de Producteurs et Exportateurs des Fruits en Côte d'Ivoire

INTRODUCTION GENERALE

La banane est la quatrième denrée alimentaire au niveau mondial avec une production annuelle de 134 millions de tonnes, dont environ 40 % de variétés de banane à cuire (plantain et autres types) et 60 % de variétés de banane dessert (FruiTrop, 2015). Elle se place derrière le riz, le blé et le maïs et joue par conséquent un rôle majeur en matière de sécurité alimentaire (FAO, 2015). La banane dessert occupe la première place en volume et la seconde en valeur derrière les agrumes dans les échanges commerciaux de fruits au monde (Loeillet, 2010). Elle constitue une source de revenus importants pour les pays producteurs. En Côte d'Ivoire, 83 % de la production de banane dessert est destinée à l'exportation qui représente un volume de 374 000 tonnes annuellement (ONCE, 2019). En 2018, cette filière a procuré 10 000 emplois et contribué à la formation de 8% du PIB agricole et 3 % du PIB national avec un chiffre d'affaires de 145 milliards de F.CFA (ONCE, 2019 ; Loeillet, 2019).

La culture répétée des bananiers dans les zones de production a engendré un développement et une spécialisation des maladies. Les plus communes sont des maladies fongiques. Actuellement, les cercosporioses jaune et noire provoquées respectivement par *Mycosphaerella musicola* et *Mycosphaerella fijiensis* qui affectent le système foliaire sont très répandues dans le monde (De Lapeyre et al., 2010). La fusariose vasculaire du bananier ou maladie de Panama est une maladie fongique d'origine tellurique liée au développement du champignon phytopathogène *Fusarium oxysporum* sp. *cubense*. Ce dernier se développe dans les tissus vasculaires de la plante, entraînant sa mort. Cette maladie a été responsable de fortes pertes de production mondiale dans les années 1960 (Kobenan, 2000). La variété 'Grande naine' avait alors remplacé les bananes du sous-groupe *Gros Michel*, décimées par la race 1 de la maladie de Panama. En revanche, la variété *Grande naine* n'est pas résistante à la race 4 tropicale de la maladie de Panama (TR4), actuellement en phase d'extension de l'Asie vers l'Afrique (Ploeltz, 2006).

De nombreux phytovirus, diffusés par des insectes vecteurs sont également responsables de fortes pertes de rendement. Parmi ceux-ci le Banana Bunchy Top Virus (BBTV) et le Banana Streak Virus (BSV) sont transmis respectivement par le puceron *Pentalonia nigronervosa* et trois espèces de cochenilles (*Planococcus citri*, *Dysmicoccus brevipes* et *Saccharicoccus sacchari*) (Geering et al., 2000). Le BSV a la particularité de pouvoir intégrer une partie de son génome à celui des plantes qu'il infecte (Lockhart et Olszewski, 1993).

Des insectes ravageurs sont également nuisibles dans les bananeraies. Le charançon du bananier (*Cosmopolites sordidus*) est un insecte dont la larve se développe dans les rhizomes du bananier en creusant des galeries qui affaiblissent l'ancrage de la plante et peuvent provoquer sa chute (Ostmark, 1974 ; Kéhé, 2006). Des techniques de piégeages de masse et de gestion des déchets de la culture précédente permettent de limiter le développement des populations de ce ravageur (Aby et al. 2015).

Enfin, les nématodes phytoparasites sont de petits vers microscopiques qui parasitent les racines du bananier et dont le développement entraîne des nécroses du système racinaire. A travers le monde, les espèces de nématodes connues pour causer les plus importantes pertes de récoltes en culture de bananiers sont les endoparasites migrants (Sarah, 1999 ; Vawa et al., 2016) dont les plus répandues sont *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*. Ces espèces sont responsables des pertes de production pouvant aller de 20 à plus de 75 % dans les agrosystèmes bananiers (Sarah, 1999) et entraînent une replantation fréquente des bananeraies (Quénéhervé et al., 2005 ; Gnonhourou et al., 2009). En Côte d'Ivoire, *R. similis* et *P. coffeae* ont été respectivement signalées depuis 1960 (Luc et Vilardebo, 1961) et dans les années 80 (Sarah, 1985 ; Fargette et Quénéhervé, 1988 ; Adiko, 1988). Ces deux espèces étant très polyphages, elles peuvent parasiter des mauvaises herbes qui leur servent d'hôtes alternatifs dans les parcelles sans bananiers (Gnonhourou et Téhé, 1997 ; Quénéhervé et al., 2006a ; Duyck et al., 2009).

La gestion de ces différents bioagresseurs du bananier est généralement effectuée par l'application de divers biocides. Ces traitements permettent de diminuer l'impact des bioagresseurs sur les cultures et de maintenir de bons niveaux de production. Cependant, ces pratiques ont également des conséquences environnementales importantes sur la santé humaine (agriculteurs ou riverains) et la biodiversité des milieux cultivés et des zones riveraines (Risède et Tezenas du Montcel, 1997 ; Henriques et *al.*, 1997 ; Castillo et *al.*, 2000). Dans les années 1990, des milliers de travailleurs des bananeraies d'Amérique latine (Costa-Rica et Nicaragua) ont porté plainte contre leurs employeurs pour les effets néfastes sur leur santé à la suite de l'usage du DPCB (1,2-dibromo-3-chloropropane). Ce nématicide vendu sous le nom commercial de Nemagon est soupçonné d'être responsable de problèmes de stérilité chez les travailleurs agricoles des bananeraies (Clark et Snedeker, 2005 ; Thrupp, 1991). Au début des années 2000, c'est la « crise de la Chlordécone » dans les bananeraies aux Antilles françaises (Martinique, Guadeloupe) qui a cristallisé cette prise de conscience. En effet, il a été mis en évidence de fortes pollutions des sols, des eaux, et des espèces aquatiques des bassins de production banane de Guadeloupe et de Martinique par la Chlordécone, un produit phytosanitaire utilisé pour lutter contre le charançon du bananier (Beaugendre et Edmond, 2005 ; Joly, 2010).

Ces constats amènent aujourd'hui la recherche agronomique à développer des stratégies de gestion des bioagresseurs avec des pratiques de cultures permettant de diminuer le recours aux pesticides, sans baisser la production. Durant ces dernières décennies, l'alternative de développer une méthode de lutte culturale avec pour intérêt, l'usage de matériel végétal issu de la culture *in vitro* (vitro plants) indemne de nématodes (Mateille & Foncelle, 1988 ; Marie et *al.*, 1993), en plus des méthodes existantes, s'est avérée incontournable. Ainsi, l'approche de l'utilisation de « matériel végétal sain implanté sur un sol sain ou assaini » est devenue une pratique culturale de plus en plus courante dans les bananeraies. Celle-ci s'est accompagnée aux Antilles d'une augmentation de la durée de vie des bananeraies dont la fréquence de replantation est passée de 3-4 ans à 6-10 ans (Quénéhervé et *al.*, 2005).

L'application de ces bonnes pratiques agricoles a considérablement limité l'emploi des pesticides et une diminution d'environ 60 % des nématicides (Chabrier et *al.*, 2004).

Pour l'assainissement du sol vis-à-vis des nématodes, l'implantation de couverts de plantes non-hôtes de ces parasites dans les parcelles infestées durant une période d'interculture est indispensable pour générer de bons résultats par une régulation du niveau de la pression parasitaire (Gowen et *al.*, 2005; Van der Veken et *al.*, 2008). Les plantes de couverture telles que *Crotalaria sp* (Fabaceae), *Tagetes sp* (Asteraceae), *Mucuna sp* (Fabaceae) ont souvent été rapportées comme des plantes allélopathiques ayant la capacité d'exsuder des substances nématotoxiques (deshydrolizidine, alpha-thieryl, L-3,4-dihydroxyphenylalanine respectivement) dans les sols et à réduire les populations des nématodes endoparasites (*Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*) (Chitwood, 2002 ; Wang et *al.*, 2002 ; Van der Veken et *al.*, 2008). Les tentatives d'introduction de ces plantes non hôtes de *R. similis* et *P. coffeae* dans les bananeraies en Côte d'Ivoire ont eu un impact limité, à cause des conditions pédoclimatiques locales peu favorables à leur développement (Gnonhour, 2017). En revanche, *Tithonia diversifolia* (Asteraceae), une espèce non indigène et invasive en Côte d'Ivoire (Tiébré et *al.*, 2012) est également une plante allélopathique (Baruah et *al.*, 1994). Elle sécrète des substances toxiques (Tagitinine C) capables d'inhiber la croissance d'autres espèces végétales (Tongma et *al.*, 1997). L'implantation de cette Asteraceae durant la phase d'interculture, pourrait être bénéfique en bananeraie en raison de son caractère invasif. La jachère monospécifique qui en résulterait peut : *i*) agir indirectement sur les populations de nématodes par l'élimination des autres mauvaises herbes y compris celles qui hébergent les nématodes du bananier ; *ii*) contrôler directement les nématodes si le statut de plante non hôte de cette Asteraceae vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* est avéré. Il convient par conséquent de mieux comprendre les relations entre *T. diversifolia*, les nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) et les bananiers pour mieux gérer l'intégration de cette Asteraceae non indigène et invasive dans un agrosystème bananier. C'est cette problématique qui fait l'objet du présent travail de thèse consigné dans ce manuscrit.

L'objectif général de cette étude est d'améliorer la productivité du bananier dessert par le développement de moyens de lutte culturale efficace contre les nématodes phytoparasites. Plus spécifiquement, l'étude vise à : *i*) établir la cartographie sanitaire de la répartition des nématodes dans les bananeraies ivoiriennes ; *ii*) évaluer l'incidence de la prévalence des nématodes endoparasites migrants (*R. similis* et *P. coffeae*) sur la longévité des bananeraies ; *iii*) identifier les mauvaises herbes "réservoirs" de *R. similis* et *P. coffeae* dans la flore adventice associée aux bananeraies ; *iv*) définir le statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* dans l'objectif d'élaborer une stratégie de lutte culturale minimisant l'usage de nématicides en bananeraies

Pour atteindre ces objectifs, différentes hypothèses ont été formulées. La première a consisté à vérifier que *R. similis* et *P. coffeae*, deux espèces parasites des bananiers sont présentes dans les principaux bassins de production en Côte d'Ivoire. La deuxième hypothèse a consisté à vérifier que la longévité des bananeraies est réduite par la prévalence de *R. similis* et *P. coffeae* dans les bassins de production. La troisième hypothèse a consisté à vérifier que *Tithonia diversifolia* induit en interculture de bananiers, un déséquilibre de la nématofaune en faveur d'une production durable respectueuse de l'environnement.

Pour vérifier ces hypothèses, les activités ont été conduites suivant trois axes de recherche. Le premier axe a porté d'une part sur la prospection faunistique des principaux bassins de production pour faire l'état des lieux de la répartition des nématodes du bananier et d'autre part sur l'inventaire des mauvaises herbes "réservoirs" des nématodes du bananier favorisant la persistance de ces parasites dans les bassins de production. Le deuxième axe de recherche a concerné d'abord à des expérimentations en vase de végétation (en serre) par des inoculations artificielles (simple et croisée) pour apprécier la menace agronomique de la cohabitation de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*. Ensuite par la compilation et l'analyse de données d'archives (fiches agronomiques de cultures) des bananeraies industrielles, le profil de pérennisation du verger en relation avec la prévalence de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* a été étudié.

Le troisième axe de recherche a consisté à la mise en œuvre de la stratégie de lutte culturale contre *R. similis* et *P. coffeae*. Cette opération a été réalisée en trois volets : *i*) étude en serre (milieu contrôlé) du statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* (Asteraceae) vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* ; *ii*) conduite en bananeraie (milieu réel) d'une jachère monospécifique à base de *T. diversifolia* (Asteraceae) et évaluation de son effet assainissant du sol vis-à-vis des nématodes en interculture de bananiers ; *iii*) incidences agronomique et nématologique de l'arrière effet de *T. diversifolia* en bananeraies.

Outre l'introduction, le manuscrit comprend trois parties. La première partie est consacrée à la synthèse bibliographique sur le bananier, ses contraintes biotiques dont les nématodes phytoparasites et les méthodes de lutte contre ces bioagresseurs. La deuxième partie présente le matériel et les méthodes choisis pour la conduite des expérimentations réalisées aussi bien en milieu contrôlé (serre) qu'en milieu réel (bananeraies). La troisième partie rend compte des résultats obtenus et la discussion qui en a découlé. Le document se termine par une conclusion générale à laquelle fait suite des recommandations pratiques et quelques perspectives d'étude.

PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE BANANIER

Ce chapitre regroupe un ensemble de paragraphes montrant la position systématique, la description et l'écologie du bananier. Il présente aussi l'importance économique et sociale de la culture bananière dans le monde et singulièrement en Côte d'Ivoire.

1.1 Origine et distribution du bananier

Originaire d'Asie du Sud-Est, le bananier serait arrivé sur les hautes terres d'Afrique de l'Est à la suite d'introductions multiples entre le premier et le sixième siècle de notre ère (Price, 1995). Les Musaceae se distribuent (Figure 1) à travers le monde dans une large bande comprise entre 20° de latitude Sud et 50° de latitude Nord (Traoré, 2008).

1.2- Position systématique du bananier

Les bananiers appartiennent à l'ordre des Scitaminales (Chadefaud & Emberger, 1960). Cet ordre regroupe cinq familles dont celle des Musacées. Cette famille se subdivise en sous-familles comportant celle des *Musoïdeae* qui comprend les genres *Musa* et *Ensete* (Tableau I). Cheesmann (1948) a reparti les espèces du genre *Musa* en quatre sections : les *Australimusa*, dont le représentant le plus connu est *Musa textilis* cultivé pour ses fibres (Uphof, 1959), les *Callimusa* à nombre chromosomique $2n = 20$, les *Rhodochlamys* et les *Eumusa* à nombre chromosomique $2n = 22$.

C'est cette dernière section qui renferme tous les bananiers à fruits. Parmi les espèces de cette section, deux seulement sont à l'origine des variétés actuelles, à savoir *Musa acuminata* Colla (symbole du génome : A) et *Musa balbisiana* Colla (symbole du génome : B). Ces espèces diploïdes (Cheesmann & Larter, 1935), qui possèdent des génomes notés respectivement AA et BB, sont fertiles et se sont croisées à l'état sauvage. Selon Tomekpe et al. (1997), l'évolution des espèces sauvages vers les bananiers cultivés a pu se faire suivant cinq étapes principales :

- apparition et sélection par l'Homme des types sauvages présentant un début de parthénocarpie et de stérilité femelle. Cette étape se serait essentiellement faite au niveau de *Musa acuminata* ;

- modification des structures chromosomiques suite aux hybridations, entraînant ainsi un renforcement de la stérilité ;
- apparition des triploïdes suite à la pollinisation des gamétophytes diploïdes non réduits par des diploïdes fertiles ;
- apparition des rares tétraploïdes par pollinisation de gamétophytes triploïdes non réduits par des diploïdes fertiles ;
- utilisation intensive par l'Homme de la multiplication clonale qui a entraîné l'apparition et le développement de mutations somatiques à l'intérieur des sous groupes aboutissant ainsi à leur diversification.

Cette dernière étape s'est faite dans l'aire d'origine (l'Asie du Sud-Est, partant de l'Inde à l'Ouest aux Philippines à l'Est, de la Malaisie au Nord à l'Australie au Sud), mais également dans les bassins secondaires de diversification en Afrique particulièrement au Congo à travers les migrations humaines qui ont permis la dissémination du matériel végétal (Tomekpe et *al.*, 1997). *M. acuminata* est à l'origine de tous les bananiers parthénocarpiques, seul ou avec la participation de *M. balbisiana*. Stover & Simmonds (1987) ont classé les variétés selon leur génome de la manière suivante (Tableau II) :

- **diploïdes AB** : il n'existe qu'un hybride naturel, le *Ney poovan* originaire de l'Inde.
- **triploïdes AAA** : ce groupe comprend les variétés à fruits doux les plus cultivées pour l'exportation, dont la *Gros Michel*, les variétés du sous-groupe *Cavendish* (dont la variété *Grande naine*), celles du sous-groupe *Red* et *Yangambi*.
- **triploïdes AAB** : ce groupe renferme les variétés à fruit doux, mais surtout l'important sous-groupe des Plantain, variétés à cuire.
- **triploïdes ABB** : un représentant est le *Bulggoe*, plus connu sous la dénomination de *Cacambou*, variété à cuire.
- **tétraploïdes ABBB** : seul le *Klue Teparod* trouvé en Thaïlande possède ce génome.
- **diploïdes AA** : composé de la variété *Figue sucrée*, banane dessert par excellence mais fragile à l'exportation.

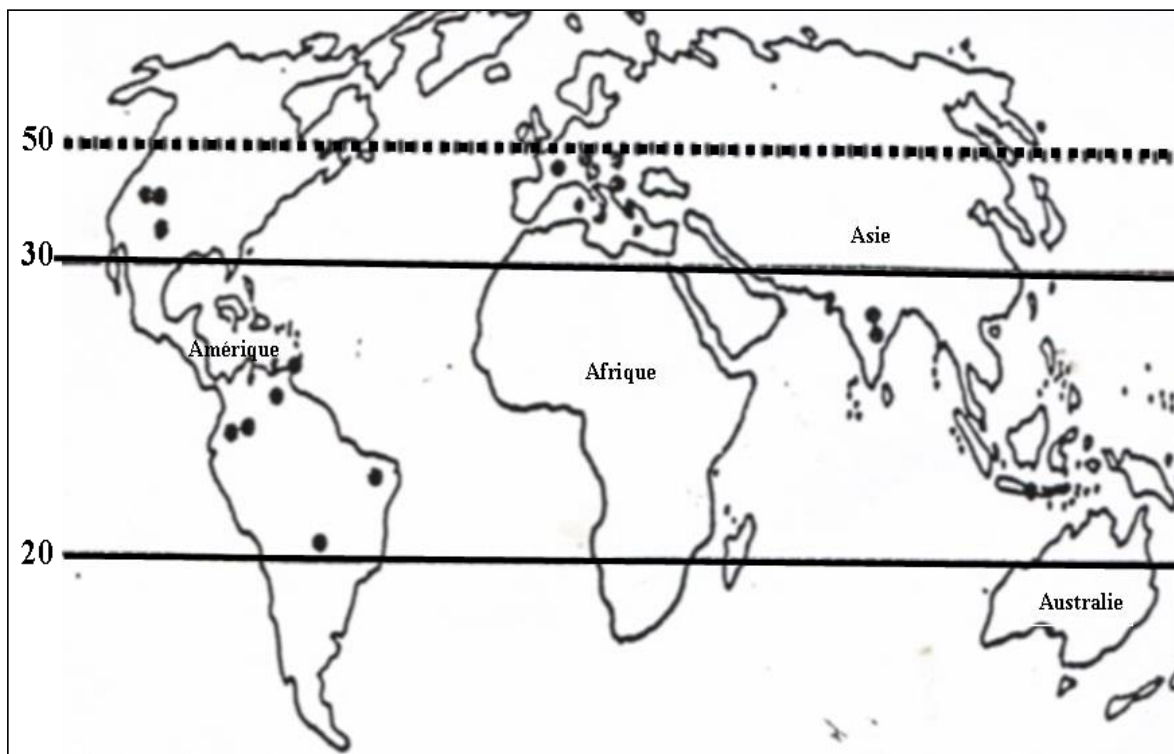


Figure 1. Aire de répartition originelle des *Musaceae* (d'après JAIN cité par Traoré, 2008)

Les points noirs représentent les zones d'élection des espèces de *Musa* fossiles tandis que les espèces actuelles se rencontrent entre le 20° latitude Sud et le 30° latitude Nord.

Tableau I : Position du genre *Musa* dans les monocotylédones (Chadefaud & Emberger, 1960 ; Simmonds, 1960).

ORDRE	FAMILLES	GENRES
SCITAMINALES	MUSACEAE	<i>Musa</i> <i>Ensete</i>
	STRELITZIACEAE	<i>Ravenala</i> <i>Phenakospermum</i> <i>Strelitzia</i> <i>Heliconia</i>
	LOWIACEAE	<i>Orchidanta</i>
	CANNACEAE	<i>Canna</i>
	ZINGIBERACEAE	50 genres
	MARANTHACEAE	12 genres

Tableau II : Evolution des *Eumusa* (Stover & Simmonds, 1987).

PARENTS	EVOLUTION	GÉNOMES	GROUPES	SOUS GROUPES	VARIÉTÉS
	Hybridation	diploïdes	AA		Figue sucrée
			AB		Ney poovan
<i>Musa acuminata</i> Colla AA	Polyploïdie	Triploïdes	AAA	Gros Michel	Gros Michel
				Cavendish	Dwarf cavendish Giant cavendish Robusta (ou Poyo) Pisang masak hijau Grande naine
				Red	Red Green red
				Yangambi Plantain	Yangambi Type « French plantain » Type "Horn plantain"
<i>Musa balbisiana</i> Colla BB			ABB		Pisang kelat Mysore Silk Pome Maia maoli
					Bulggoe Pisang awak
			Tétraploïdes	ABBB	

1.3- Description du bananier

Le bananier, monocotylédone (Deysson, 1967), est une herbe géante (Figure 2) sans tige végétative aérienne (Lassoudière, 2007). La tige souterraine (Figure 3) est le lieu de formation des racines, des feuilles, et de l'inflorescence.

1.3.1- Tige souterraine ou souche

La tige souterraine est le centre vital du bananier (Champion, 1967). A partir de cet organe prennent naissance les racines, les feuilles, les rejets et enfin le bourgeon floral (Figure 3). Il est formé d'une zone interne constituée par un parenchyme médullaire, réserve énergétique du bananier, et d'une zone corticale de protection. Entre les deux zones se trouve une assise génératrice appelée couche de Mangin (Skutch, 1932). Sur la souche ou rhizome, se développent des rejets qui assurent la pérennité de la plante (Lassoudière, 1979). Dans la pratique, en plantation, un seul rejet est conservé et les autres sont recépés (Subra et Guillemot, 1961).

1.3.2- Système racinaire

Les racines se forment à partir de la couche de Mangin (assise génératrice) et traversent le cortex des bulbes. Elles apparaissent au fur et à mesure de la croissance de bulbe, donc à des niveaux de plus en plus élevés, donnant un aspect radial au système racinaire. La vitesse de croissance des racines est très rapide, de 2 à 4 centimètres par jour pour la variété *Gros Michel* (Lavigne, 1987). Toutefois cette émission racinaire, est influencée par différents facteurs notamment l'âge du bananier, les dates de plantations liées aux conditions climatiques, la fertilisation, les caractéristiques hydriques du sol et le parasitisme tellurique (Champion & Olivier, 1961 ; Moreau & Le Bourdelles, 1963 ; Beugnon et Champion, 1966 ; Turner, 1970 ; Lassoudière, 1971, 1978 ; Lavigne, 1987). La répartition spatiale du système racinaire est relativement superficielle (Gousseland & Lavigne, 1984) et celle-ci dépend de la structure des sols (Summerville, 1939).

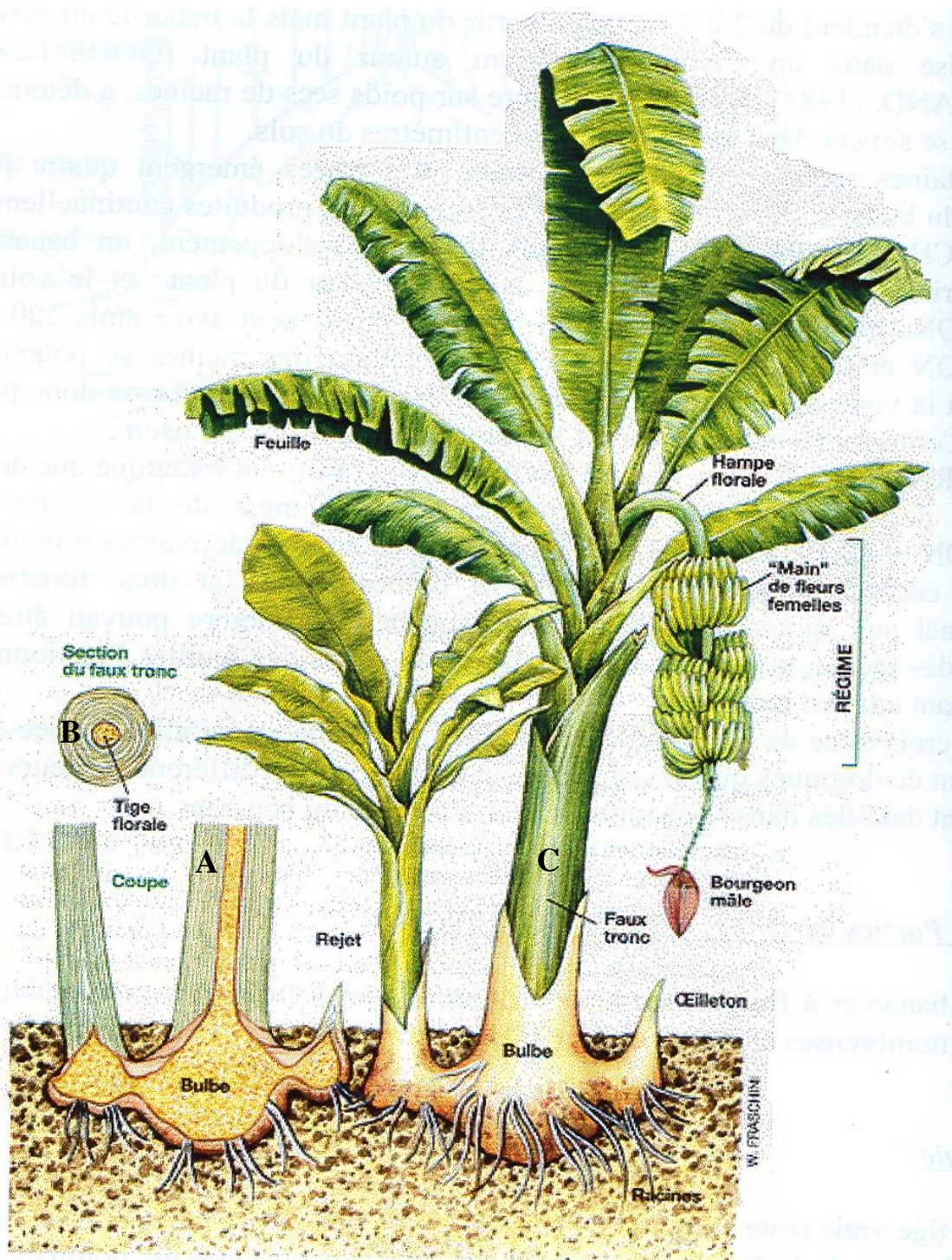


Figure 2: Représentation schématique d'un bananier (Source : Champion, 1963)

(A): Coupe longitudinale

(B) : Coupe transversale (B)

(C) : Bananier en phase de fructification avec ses rejets.

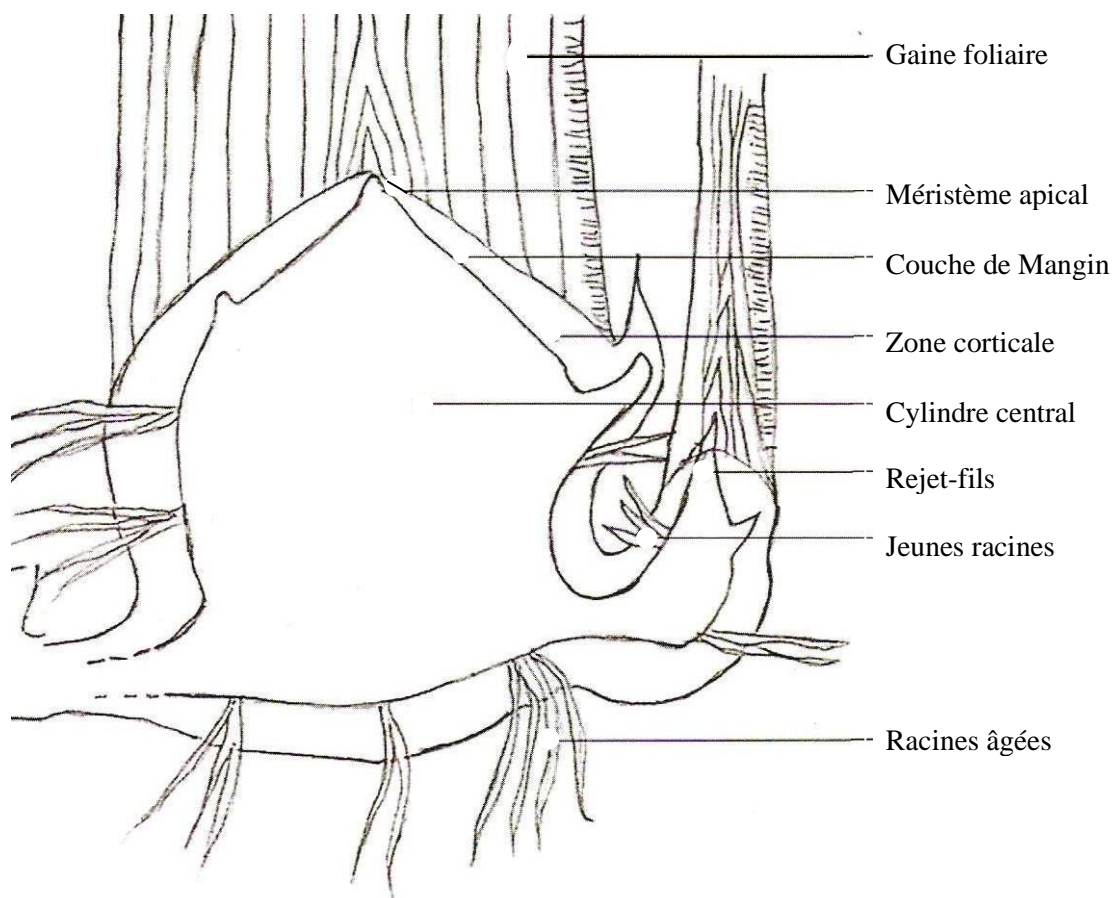


Figure 3: Coupe longitudinale du rhizome d'un bananier (Source : Lassoudière, 1978)

1.3.3- Pseudo-tronc

Le pseudo-tronc ou faux-tronc est la structure cylindrique qui s'élève du sol et porte les feuilles ; il est plus large au niveau du sol. Il est formé par l'imbrication des gaines allongées selon une phyllotaxie hélicoïdale à structure pentagonale (De Langhe, 1961). Il assure un rôle de soutien, de stockage et de conduction de l'eau et des éléments nutritifs (Lassoudière, 2007). Le diamètre du pseudo-tronc est un indicateur potentiel de performance de la plante. La hauteur du pseudo-tronc varie entre 1,5 et 8 m selon les espèces (Lassoudière, 1978).

1.3.4- Système foliaire

La formation des feuilles et la croissance du limbe se déroulent entièrement dans le faux-tronc (Barker et Steward, 1962a). Les feuilles se développent en cercles presque concentriques à partir du méristème apical de la souche avec une phyllotaxie spirale gauche dont l'angle est voisin de 146° . En moyenne, le bananier émet une feuille par semaine. Le rythme d'émission foliaire varie en fonction des conditions et du cycle de culture (Lassoudière, 1978). Les premières feuilles émises à limbe étroit sont dites lancéolées.

1.3.5- Inflorescence et fruits

L'inflorescence se forme au niveau de la tige souterraine à partir du méristème apical (Barker et Steward, 1962b). Elle remonte tout le pseudo-tronc et sort au centre du bouquet foliaire. La hampe florale se courbe vers le bas, les bractées s'ouvrent, et découvrent les fleurs regroupées en « main ». Les ovules avortent précocement et les ovaires augmentent de volume sans fécondation (parthénocarpie) donnant naissance aux fruits appelés « doigts ». L'ensemble des mains constitue le régime. A la base des feuilles, sur le bulbe, se forment des bourgeons axillaires dont les plus externes, qui sont aussi les plus anciens et les moins bloqués mécaniquement par les gaines foliaires, vont se développer en rejets, assurant ainsi la pérennité de la plante (Lassoudière, 1979).

1.4- Ecologie du bananier

Le bananier est une plante adaptée aux zones des régions équatoriales et subtropicales. Les besoins en eau sont estimés à 125-150 mm /mois. Au cours d'une journée de soleil, le bananier peut consommer 20 litres d'eau (Belalcázar, 1991). La température optimale de développement est de 28 °C ; celles inférieures à 16 °C ont des effets néfastes sur la croissance du bananier. La climatologie impose à la production bananière, un caractère saisonnier très marqué (N'guessan, 1991). Une bonne croissance des bananiers nécessite aussi une forte insolation, qui est un facteur défavorable au développement des parasites fongiques. Un éclaircissement d'une durée de 2200 heures par an est utile au bon développement du bananier. Le vent peut causer la chute des bananiers. De ce fait, l'utilisation des zones abritées du vent ou des haies brise-vent, ou encore de tuteurs s'avèrent nécessaires (Tezenas Du Montcel, 1985) . La plante préfère un sol bien structuré, léger, aéré (Lassoudière, 1978) avec un pH compris entre 6 et 7,5. Les besoins sont plus importants en azote et en potassium. La culture du bananier nécessite seulement des faibles quantités de phosphore, de calcium et de magnésium (Dessaw, 1988).

1.5- Systèmes de culture de la banane dessert d'export

La production de la banane dessert destinée à l'export s'appuie généralement sur une culture intensive. Celle-ci est réalisée de façon continue sur plusieurs cycles assurés par les rejets successeurs qui prennent le relais une fois le pied fructifère récolté (Figure 4). La durée du cycle végétatif est le nombre de mois écoulés entre la plantation et la coupe du régime du bananier. Elle est influencée par plusieurs facteurs dont le parasitisme tellurique lié aux nématodes (Champion, 1963 ; Gnonhourì et *al.*, 2009). En général, la durée moyenne du premier cycle en conditions optimales (fertilisation et lutte phytosanitaire) de culture intensive de banane est de 9-10 mois en Côte d'Ivoire (Lassoudière, 2007). Les exploitations industrielles de banane dessert sont généralement cultivés selon un dispositif de plantation en ligne ou en cercle (Figure 5) à des densités moyennes de 1800 à 2000 pieds/ha (Lassoudière, 2007).

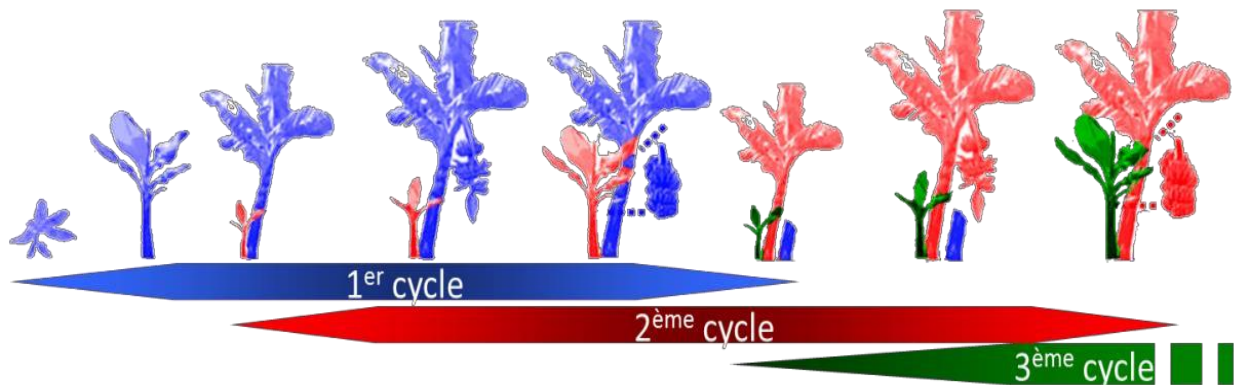


Figure 4 : Culture continue de bananier dessert avec émission et sélection de rejets successeurs au cours des cycles de production. (Source : Tixier, 2004)

- Premier cycle de production de bananiers
- Deuxième cycle de production de bananiers
- Troisième cycle de production de bananiers

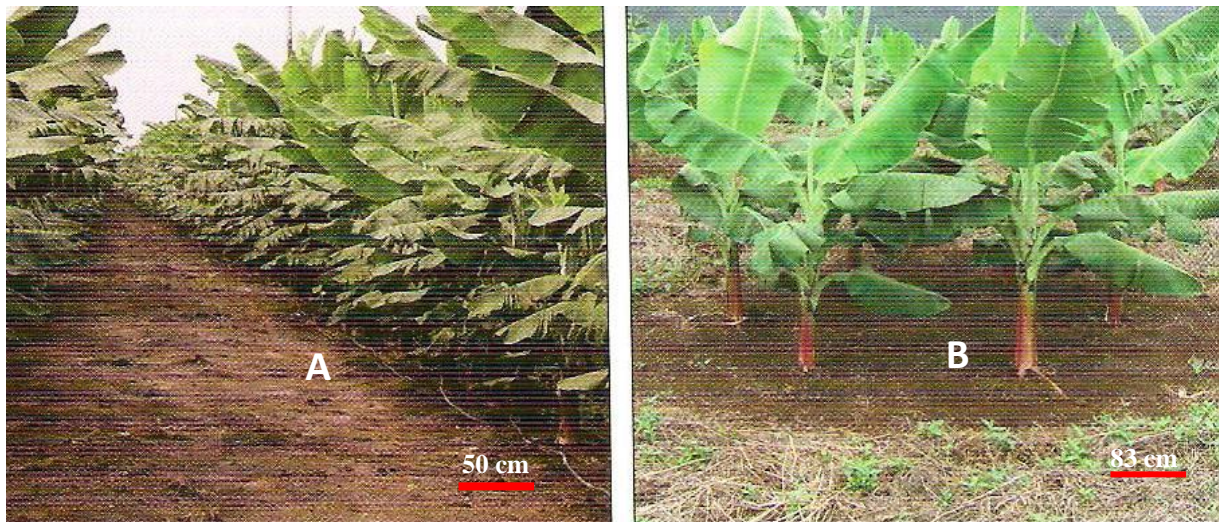


Figure 5: Dispositifs de plantation en bananeraies (Source : Lassoudière, 2007)

- (A): Bananiers en ligne
- (B) : Bananiers en cercle

Les bananiers du sous-groupe *Cavendish* nécessitent des conditions de culture exigeantes en termes d'éléments nutritifs, d'ensoleillement et d'eau. Ils sont particulièrement sensibles aux conditions d'enracinement. Par conséquent, les itinéraires techniques de la culture impliquent souvent un travail du sol pour son ameublissement et de nombreux apports de fertilisants, généralement apportés sous forme d'engrais chimiques ou plus rarement d'amendements organiques (100 kg/ha/an d'azote en moyenne). C'est également un sous-groupe sensible à de nombreuses maladies et parasites qui sont majoritairement gérés par l'utilisation de pesticides.

1.6- Importance économique de la production de la banane

1.6.1- Importance économique de la banane dans le monde

Les bananiers sont parmi les plantes alimentaires les plus importantes au monde. Ils sont essentiellement cultivés pour leurs fruits ou bananes. Les premiers producteurs de la banane dessert sont les pays d'Asie. Les principaux pays exportateurs de banane dessert sont l'Equateur, les Philippines et le Costa-Rica, majoritairement en direction des Etats-Unis, du Japon et de l'Europe respectivement (Figure 6). Aujourd'hui, la banane dessert se place en première place en volume parmi les échanges de fruits mondiaux et en seconde place en valeur derrière les agrumes (FruiTrop, 2015). La culture de la banane dessert fait l'objet d'une filière très organisée allant de la production, l'emballage et le transport en bateau à la commercialisation des fruits sur les marchés des pays importateurs. Elle constitue une source de revenus importante pour les pays producteurs (Loeillet, 2010).

1.6.2- Importance économique de la banane en Côte d'Ivoire

La culture de la banane dessert ne s'est réellement développée qu'après 1958 grâce à des producteurs partis de la Guinée Conakry sont venus s'installer en Côte d'Ivoire (Charpentier et Godefroy, 1963 ; C.E.S., 1965). L'expansion prise par la culture bananière s'est doublée dans les années 1960 jusqu'en 1980 par l'africanisation progressive de la production. Ce mouvement a permis d'atteindre un effectif de 750 exploitations d'Africains (C.E.S., 1965) de taille modeste (2 à 10 ha).

Dans les années 1990, l'Assistance Technique et Financière (ATF) initiée par l'Union Européenne dans le cadre de l'ajustement structurel de la filière banane, a entraîné la quasi disparition des petites plantations pour laisser la place à des sociétés multinationales qui gèrent une trentaine de bananeraies allant de 25 à 900 ha d'un seul tenant (Loeillet, 2010). Initialement implantée dans la région Sud du fleuve Sassandra (Charpentier et Godefroy, 1963), la culture bananière a dû se déplacer vers le Sud-Est du pays pour se concentrer dans un rayon de 200 km (Figure 6B) autour d'Abidjan principalement à cause de la proximité du port d'exportation et du quai fruitier (Lassoudière, 1978).

La production actuelle est d'environ 450 000 tonnes et la filière génère 35 000 emplois directs (ONCE, 2019). Le secteur a une contribution de 8 % au PIB agricole et de 3 % au PIB national (OCAB, 2000). Contrairement à certains pays grands producteurs comme l'Inde, la Chine, le Brésil (Figure 7) ; la production ivoirienne de banane dessert (450 000 t/an) est destinée à près de 83 % (315 000 tonnes) à l'exportation (ONCE, 2019).

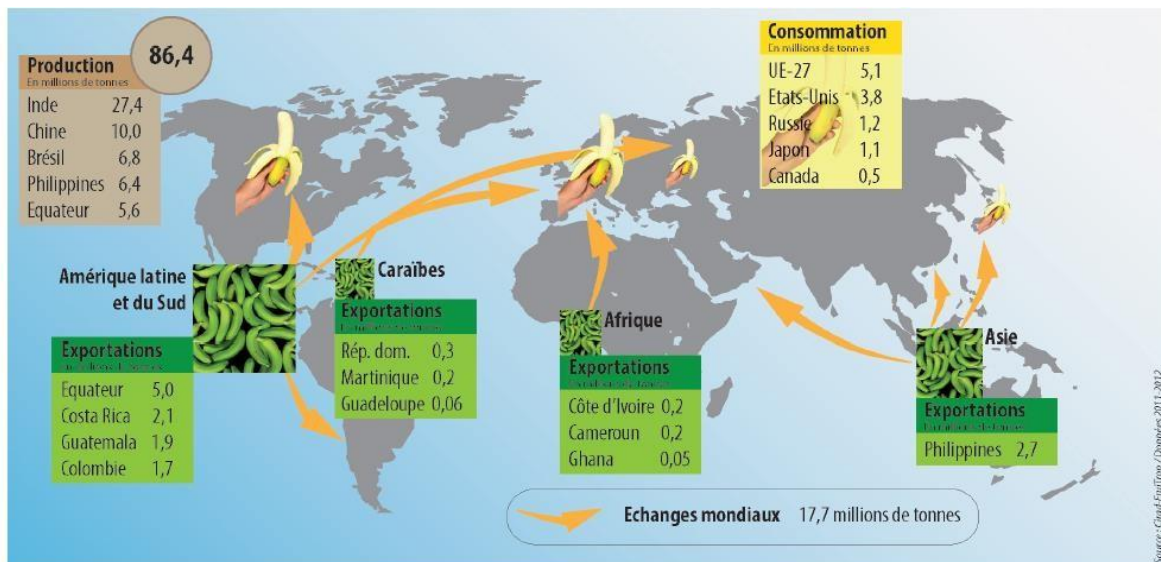
La filière banane dessert a connu beaucoup de bouleversements à cause de la puissance des marchés de consommateurs. C'est ainsi que plusieurs organismes étatiques ou autonomes ont existé dans le but d'apporter l'assistance technique aux producteurs et de faciliter la commercialisation des bananes (Ehouman, 1966). Ainsi se sont succédées entre autres, les organisations suivantes :

1978-1985 : la Coopérative des Fruits et Légumes (COFRUITEL) ;

1986-1991 : le Comité Interprofessionnel de l'Ananas et de la Banane (CIAB) ;

1991 : l'Organisation Centrale des producteurs-Exportateurs de l'Ananas et de la Banane (OCAB).

Depuis 2004, l'OCAB n'est plus la seule faitière fruitière de la Côte d'Ivoire : l'Union des Producteurs Exportateurs des Fruits en Côte d'Ivoire (UPEFCI) et l'Organisation pour la commercialisation de la Banane, de l'Ananas et de la Mangue en Côte d'Ivoire (OBAMCI) ont été créées respectivement en 2004 et en 2009.



(A) : Les flux commerciaux de la banane à travers le monde (Source :Chauvin, 2015).

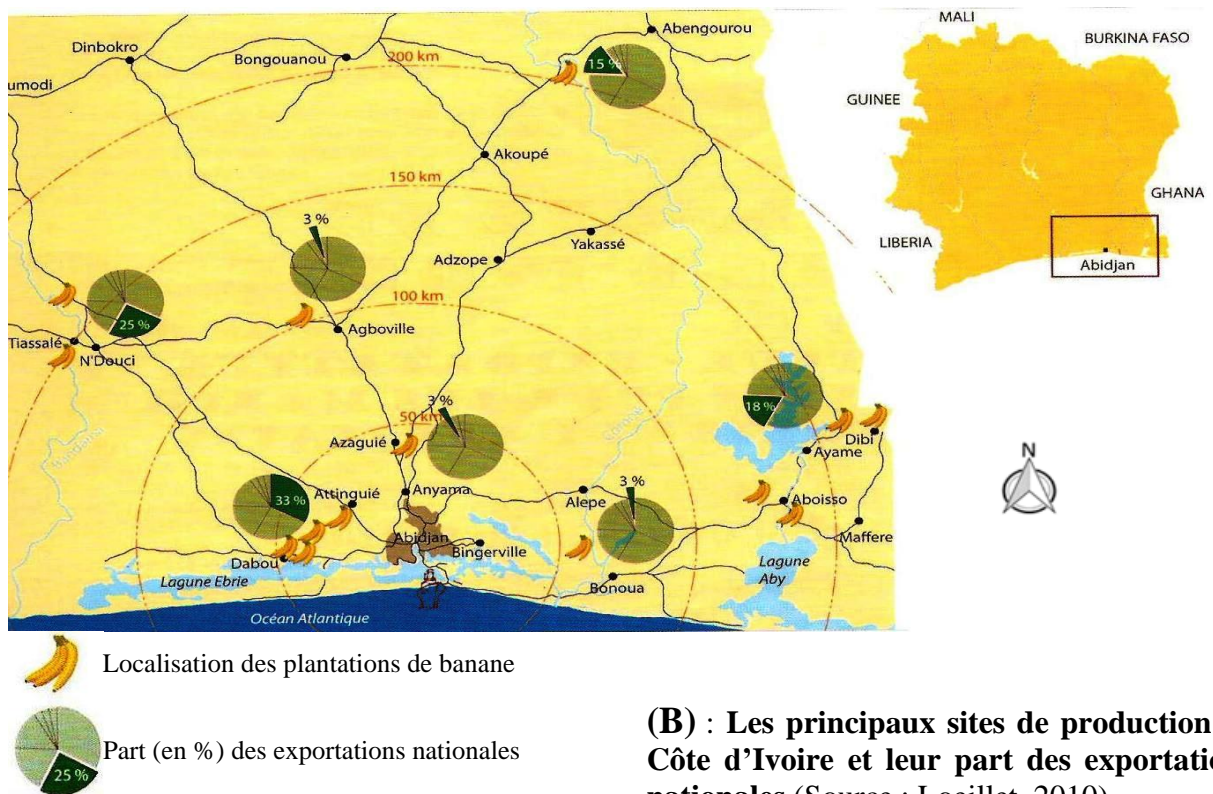


Figure 6 : La banane dessert produite en Côte d'Ivoire et les échanges à travers le monde

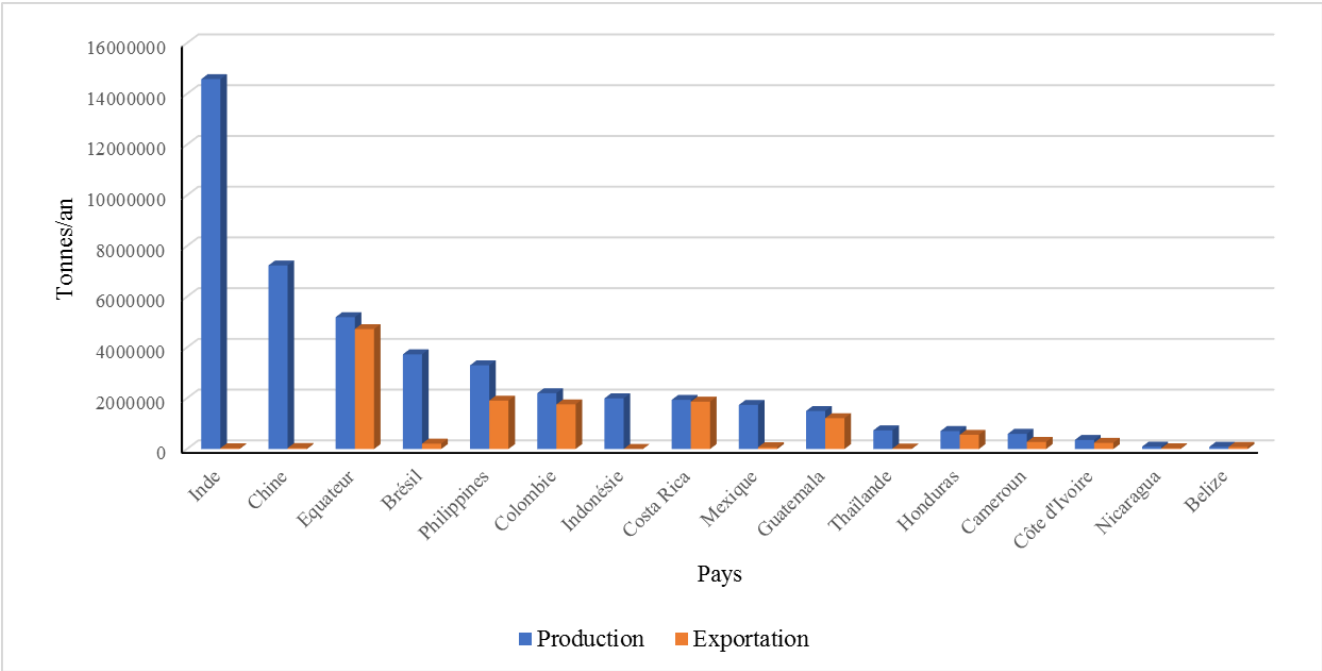


Figure 7: Les principaux pays producteurs et exportateurs de banane dessert au monde.
 (Source Loeillet, 2010)

Actuellement, la production de la banane dessert est du ressort de grandes compagnies multinationales (SCB, SCAB, CFA et BANADOR) auxquelles sont associés quelques rares petits producteurs. Les surfaces exploitées sont estimées à plus de 5000 ha de culture pure (Kobenan *et al.*, 2006 ; Aby *et al.*, 2008).

CHAPITRE II : PRINCIPALES CONTRAINTES BIOTIQUES DU BANANIER

Le bananier, comme toute plante cultivée, est sujet à des attaques de bioagresseurs redoutables. Les principaux ennemis du bananier se répartissent entre les parasites (champignons, bactéries, virus) et les déprédateurs animaux (insectes, symphiles et nématodes). Par ailleurs, certaines adventices sont hôtes secondaires des nématodes du bananier. Elles participent ainsi à la multiplication et la persistance des nématodes nuisibles dans les bananeraies.

2.1- Champignons

2.1.1- Champignons parasites des feuilles

Les principales maladies du système foliaire du bananier sont provoquées par *Mycosphaerella* spp. et *Cladosporium musae* (Koné, 1998 ; Kobenan, 2000 ; Traoré et al., 2008). Les espèces *M. fijiensis*, *M. musicola* et *M. eumusae* sont respectivement responsables de la maladie des raies noires ou cercosporiose noire, de la maladie de Sigatoka ou cercosporiose jaune et de la septoriose. Ces affections fongiques ont en commun le dessèchement prématuré des feuilles qui provoque chez les variétés les plus sensibles, la réduction de la surface photosynthétique et l'incapacité du bananier à remplir convenablement ses fruits au moment de la récolte (Stover et Simmonds, 1987 ; Mourichon & Fullerton, 1990 ; Kobenan, 2000 ; Traoré, 2008).

L'espèce *Cladosporium musae* est généralement associée à la maladie des raies noires en Côte d'Ivoire (Koné, 1998). *C. musae* provoque également un dessèchement prématuré des feuilles (Frossard, 1963). La cladosporiose, en association avec les cercosporioses, provoque des pertes de rendements atteignant 37 % chez les cultivars du sous-groupe *Lujugia- Mutika* en Ouganda (Tushemereirwe, 1996).

2.1.2- Champignons telluriques

Plusieurs champignons telluriques associés au système souterrain du bananier ont été identifiés à travers le monde. Le champignon tellurique *Zythia* sp., cause des nécroses qui, par coalescence, engainent la racine du bananier et entraînent la perte des fonctions d'absorption (Kobenan et al., 1997).

La fusariose ou maladie de Panama est causée par *Fusarium oxysporium* f sp. *cubense*. Lorsque les bananiers sont attaqués, la couleur des feuilles virent au jaune vif, flétrissent et s'affaissent sur le pseudo tronc (Ploetz *et al.*, 1994). La sensibilité de *Gros Michel* à cette maladie, a entraîné l'adoption de cultivars tolérants du sous-groupe AAA 'Cavendish' notamment la *Grande Naine* qui est ainsi devenue la variété de banane dessert d'exportation.

Les champignons telluriques tels que *Rhizoctonia solani*, *Botryodiplodia theobromae* ont été mentionnés sur le bananier (Laville, 1964 ; Stover, 1972). Ces champignons provoquent des pourritures translucides ou noires à la base des racines des bananiers. D'autres champignons comme *Cylindrocarpon musae* et *Cylindrocladium* sp. sont responsables des baisses de rendements dans les plantations martiniquaises à cause de la dégradation du système racinaire (Loridat, 1986).

2.2- Bactéries

2.2.1- Maladie de Moko

La maladie est provoquée par *Pseudomonas solanacearum*. Toutes les variétés commercialisées sont sensibles à cette maladie (Stover, 1972). Sur le bananier adulte infecté, les feuilles centrales prennent une couleur jaune vert et le limbe prend une couleur jaune pâle sur les nervures. La cassure du pétiole survient, suivie du dessèchement et de la mort des feuilles centrales. Cette maladie qui sévit particulièrement en Amérique Latine est à l'origine des pertes de rendements pouvant atteindre 74 % de la récolte (Phelps, 1987).

2.2.2- Maladie du sang

La maladie du sang du bananier a été signalée pour la première fois en Indonésie, où elle a provoqué l'abandon de plantations de bananiers de dessert (Phelps, 1987). Elle est causée par *Pseudomonas celebensis* (Gaumann, 1923). Les symptômes sont similaires à ceux de la maladie de Moko. La maladie est transmise par des insectes et l'infection se fait par le canal des inflorescences.

2.2.3 - Flétrissement bactérien

Cette bactériose est causée par *Xanthomonas campestris* (Yirgou et Bradbury, 1974). Elle a été signalée en Ouganda avec une sévère épidémie (Tushemereirwe *et al.*, 2003). La maladie se caractérise par un jaunissement et un flétrissement de la plante entière. Chez les bananiers atteints, le régime flétrit et mûrit précocement avec une décoloration jaune pâle du bulbe.

2.3- Viroses

2.3.1- ‘Banana Bunchy Top’ ou Sommet touffu

Le Banana Bunchy Top Virus ou BBTV est une affection très grave des bananiers. En Afrique, la maladie a été signalée en Egypte, au Burundi, au Rwanda, au Zaïre et au Gabon (Fouré et Manser, 1982). Le virus est transmis par le puceron du bananier *Pentalonia nigronervosa*. Les bananiers malades prennent l'apparence de rosette, avec des feuilles étroites, dressées et progressivement de plus en plus courtes, d'où l'appellation de ‘bunchy top’ (sommets touffus).

2.3.2- Mosaïque du concombre

Le virus de la mosaïque du concombre (Cucumber Mosaic Virus ou CMV) cause des dégâts sur les variétés du groupe *Cavendish*. Ces bananiers montrent les symptômes durant les périodes froides. Les bananiers atteints de la maladie présentent des marbrures, des nécroses. En Côte d'Ivoire et au Cameroun, les attaques peuvent atteindre 10 % des plants (Lassoudière, 1978 ; Fauquet et Thouvenel, 1987). Ce virus est transmis par des vecteurs dont le plus fréquent est *Aphis gossypii* (Astier *et al.*, 2001).

2.3.3- Mosaïque en ‘tirets’ du bananier

La virose des raies du bananier (Banana Streak Virus ou BSV) est une dangereuse virose affectant la production bananière à travers le monde (Kouassi *et al.*, 2008). Le virus est transmis par la cochenille farineuse du citronnier, *Planococcus citri* (Lockhart, 1986).

2.3.4- Mosaïque des bractées du bananier

La mosaïque de la bractée (Banana Bract Mosaic Virus-BBrMV) est une virose transmise par 3 espèces de pucerons : *Aphis gossypii*, *Rhopalosiphum maidis* (Magnaye et Espino, 1990) et *Pentalonia nigronervosa* (Diekman et Putter, 1996). Les symptômes de la maladie se présentent sous forme d'une mosaïque brun rouge foncé sur les bractées de l'inflorescence.

2.3.5- 'Banana Mild Mosaic'

La mosaïque de bananier (Banana Mild Mosaic ou BanMM) est une virose dont les symptômes sont semblables à ceux du BSV (Thomas *et al.*, 2000). Les infections mixtes avec le virus de la mosaïque du concombre (CMV) se traduisent par une nécrose des feuilles des bananiers (Kouassi *et al.*, 2008 ; Aka *et al.*, 2009).

2.4- Insectes ravageurs

Le bananier est attaqué par un vaste cortège d'insectes et autres arthropodes. Parmi les plus fréquents et les plus nuisibles, l'on peut citer : *Cosmopolites sordidus*, *Odoiporus longicollis*, *Heteroligus meles* et *Hanseniella ivorensis* (Kéhé, 2006).

2.4.1- Charançon noir du bananier

Le charançon, *Cosmopolites sordidus*, est l'un des principaux ravageurs des bananiers. Il se rencontre dans toutes les régions productrices de bananes sous les tropiques (Ostmark, 1974). La femelle dépose ses œufs dans les galeries qu'elle creuse dans les gaines foliaires et à la partie supérieure du bulbe. Après l'éclosion, les larves se nourrissent de préférence à l'intérieur du bulbe. Les attaques de charançons tuent les racines existantes, réduisent la vigueur des plants, retardent leur floraison. Les pertes de plus de 40% des plants entraînent des baisses de production et la réduction du poids des régimes (Gold et Messiaen, 2000).

2.4.2- Foreur du pseudo tronc

Le foreur du pseudo tronc du bananier, *Odoiporus longicollis*, de couleur noire, mesure de 23 à 39 mm. En Thaïlande, il constitue une sérieuse menace pour les systèmes de production bananière (Valmayor *et al.*, 1994).

La femelle pond les œufs dans les gaines foliaires et les larves se nourrissent des tissus succulents. Elles peuvent dévorer le bourgeon floral en ascension qui pourrit alors dans le pseudo tronc (Padmanaban *et al.*, 2001).

2.4.3- Ver blanc

Le "ver blanc", *Heteroligus meles*, se rencontre sur les sols tourbeux généralement meubles à bonne aération. En Côte d'Ivoire, *H. meles* s'observe dans les tourbes du Niéky (Kéhé, 1983). Le premier stade larvaire est saprophage. Les stades larvaires et les jeunes adultes creusent de nombreuses et grandes cavités dans le bulbe. Ils sectionnent et détruisent les jeunes racines. *H. meles* est polyphage (Arleu et Neto, 1984).

2.5- Symphiles

Les symphiles, *Hanseniella ivorensis*, sont des myriapodes répandus sur les sols poreux volcaniques de la Martinique, du Cameroun et les sols tourbeux du Niéky en Côte d'Ivoire (Kéhé, 1983). Ils détruisent les zones apicales des racines. Ces ravageurs sont en partie responsables des balais de sorcières observés sur les racines de bananiers (Loridat, 1986).

2.6- Nématodes phytoparasites

Le terme "Nématode" vient du Grec *nêma*, *nématos* qui signifie fil et de *eidos* qui veut dire aspect ou apparence. Les nématodes sont des « vers ronds non-segmentés ». Ce sont des invertébrés de petite taille (de quelques dizaines de micromètres à quelques millimètres) et à l'allure filiforme qui peuplent tous les écosystèmes du monde (De Guiran, 1983). Parmi les 27 000 espèces recensées environ 4500 sont phytoparasites et sont responsables de 8 à 14 % des pertes agricoles mondiales, toutes cultures confondues (Mateille et Tavoillot, 2013 ; Singh *et al.*, 2014). Les nématodes phytoparasites possèdent un stylet et des glandes sécrétrices d'enzymes de digestion au niveau de leur cavité buccale, qui leur permettent de consommer les contenus cellulaires voire de s'introduire dans les tissus végétaux.

2.6.1- Morphologie générale des nématodes

Les nématodes sont des organismes microscopiques dont le corps se présente en forme de fuseau et comprend la tête, le tronc et la queue (Figure 8). De Guiran (1983) distingue schématiquement trois tubes chez les nématodes (Figure 8C) :

- **la cuticule** est une enveloppe externe recouvrant tout le corps du nématode. Elle est souple pour permettre des mouvements et assez résistante pour assurer la protection du nématode contre les changements des conditions de l'environnement ;
- **le tube digestif** qui s'étend de la bouche à l'anus. Il comprend l'œsophage, l'intestin et le rectum. Chez les nématodes phytoparasites, la bouche est pourvue d'un stylet (Figure 8B). Cet organe est une structure cuticulaire durcie analogue à une aiguille permettant au nématode de perforer les parois des cellules et d'en prélever le contenu dont il se nourrit ;

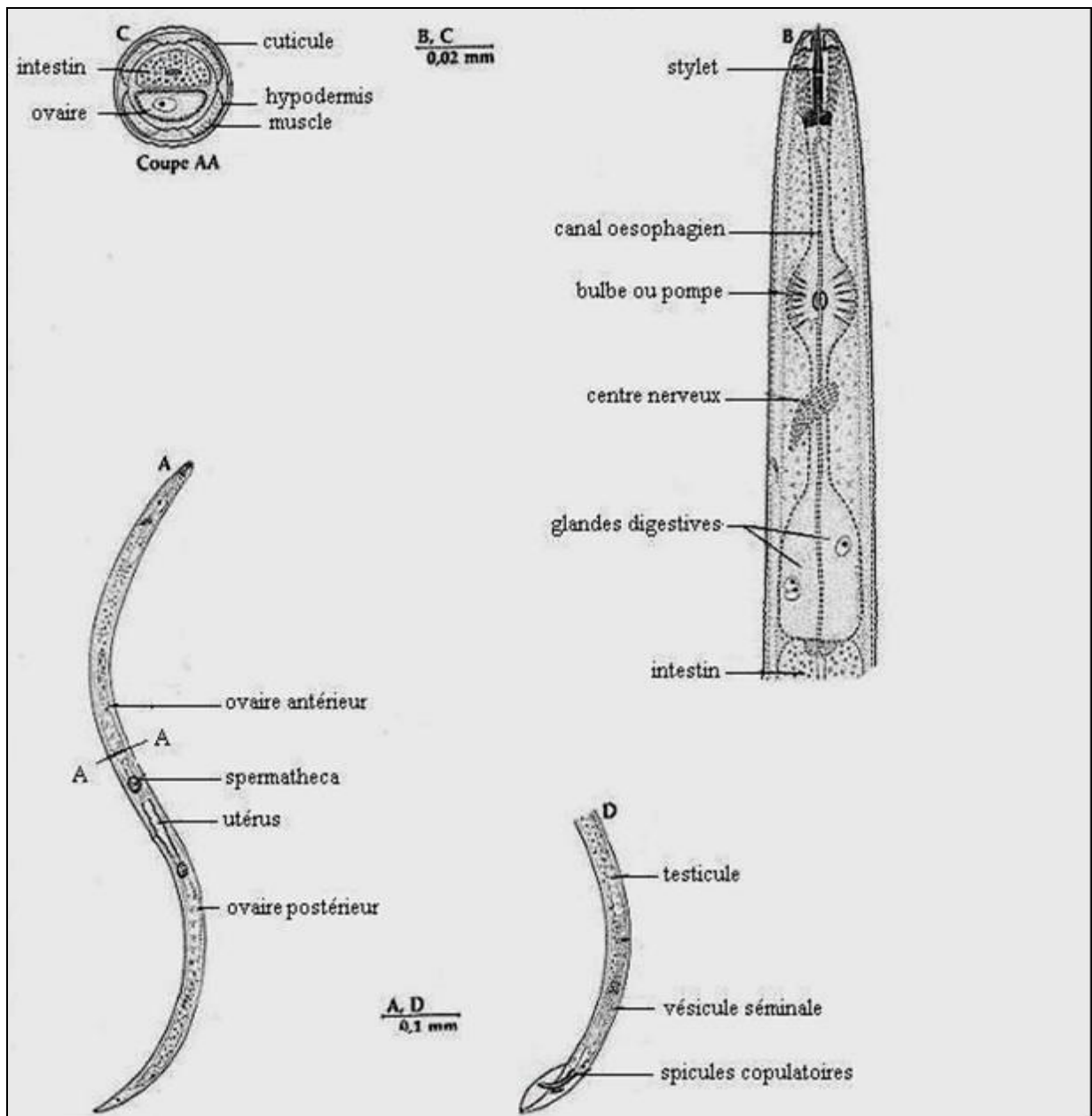


Figure 8. Schéma de l'organisation générale d'un nématode parasite de plantes (Source : De Guiran, 1983)

A : femelle vue en entier ; B : région céphalique. Détail de la partie antérieure "région de l'œsophage" ; C : Coupe dans la partie moyenne du corps ; D : partie postérieure du mâle.

▪ **les glandes génitales** comprenant les ovaires (antérieur et postérieur), la spermathèque pour les femelles ; la vésicule séminale et le testicule pour les mâles (Figures 8 A et D). La cavité générale du corps des nématodes est remplie d'un liquide de pression osmotique élevée qui lui permet de conserver sa forme en fuseau.

2.6.2- Cycle de développement des nématodes phytoparasites

Au cours de la vie des nématodes, quatre stades juvéniles se distinguent généralement (Figure 9). Les nématodes femelles adultes pondent les œufs dans le sol ou à l'intérieur des tissus végétaux. A l'intérieur de l'œuf se forme le juvénile de stade 1 (J1) qui subit la première mue. A l'éclosion, le juvénile de stade 2 (J2) migre à la recherche de sites alimentaires, attiré par les exsudats racinaires (De Guiran 1983). Le passage aux autres stades : J3, J4 et adulte se fait par des mues successives (Norton et Hoffmann, 1974).

2.6.3- Comportement trophique des nématodes phytoparasites

Au cours de leur évolution, les nématodes phytophages ont vu se différencier des espèces de plus en plus adaptées au parasitisme envers les plantes. Selon De Guiran (1983), il existe trois groupes trophiques (Figure 10) de nématodes phytoparasites : les nématodes ectoparasites, endoparasites et semi-endoparasites.

2.6.3.1- Nématodes ectoparasites

Ce groupe trophique se nourrit sur les cellules racinaires sans y pénétrer. Dans ce groupe l'on distingue les nématodes à stylet court ou de taille moyenne comme les genres *Tylenchorhynchus* et *Gracilacus* qui se nourrissent généralement sur des cellules très tendres telles que les poils absorbants des jeunes racines. Ils peuvent soit vider les cellules en passant de l'une à l'autre, soit rester longtemps fixés sur la même cellule qu'ils ponctionnent de façon plus ou moins continue. Le second groupe est constitué de nématodes à stylet long comme les genres *Xiphinema* et *Longidorus* qui peuvent, grâce à cette caractéristique, atteindre des tissus plus profonds. C'est dans ce groupe que l'on rencontre les nématodes vecteurs de virus (De Guiran, 1983).

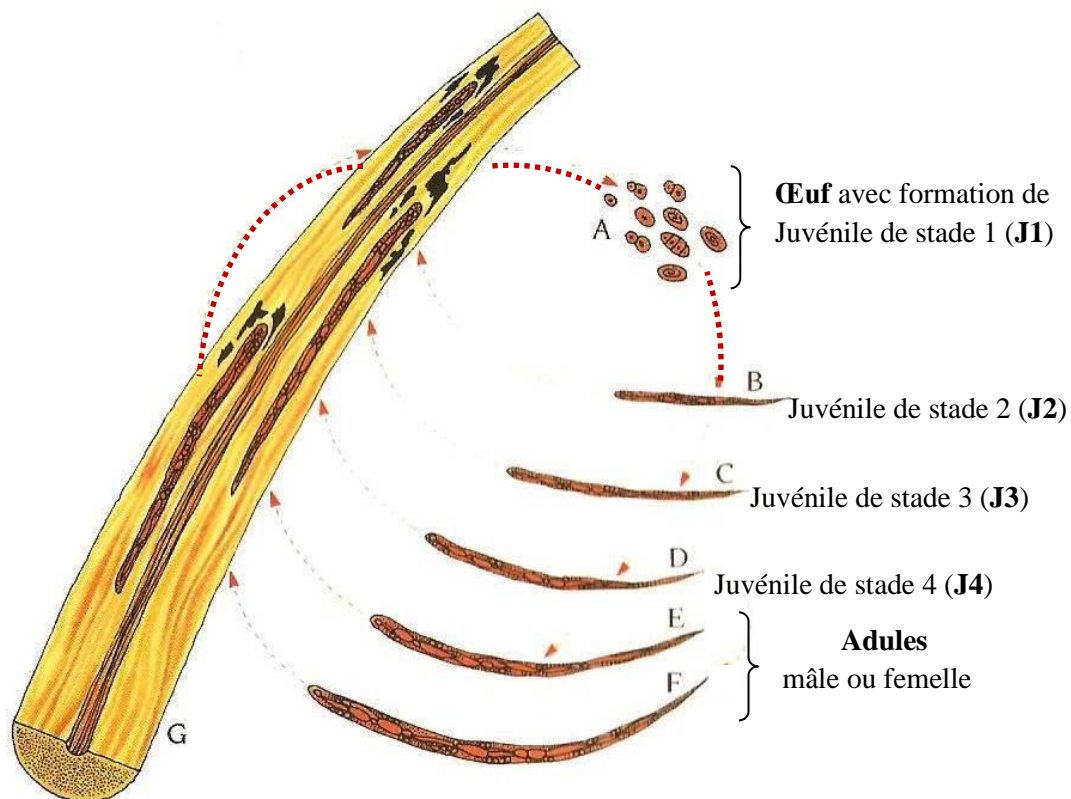


Figure 9 : Représentation schématique du cycle vital de nématodes endoparasites migrants tels que *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*. (Source : Jessé, 1986)

A : œufs dans le sol ; B,C,D, : 2^{ème} - 3^{ème} - 4^{ème} stade juvéniles ; E,F : adulte mâle ou femelle ; G : racine infectée de nématodes avec nécroses cellulaires.

2.6.3.2- Nématodes endoparasites

Les nématodes endoparasites pénètrent et se nourrissent à l'intérieur des racines. Ils sont subdivisés en nématodes endoparasites sédentaires et en nématodes endoparasites migrants.

2.6.3.2.1-Nématodes endoparasites sédentaires

Les nématodes endoparasites sédentaires sont constitués du genre *Meloidogyne spp.* Ils pénètrent à l'intérieur de la racine, sélectionnent un site « nourricier » et y restent fixés en créant des conditions favorables de survie (De Guiran, 1983). La femelle s'hypertrophie par le développement des appareils génital et digestif.

Au niveau de la racine également, une ou plusieurs cellules se transforment (grossissement, multiplication des noyaux, cytoplasme dense et protubérances membranaires) pour fournir au nématode les éléments nutritifs nécessaires à son développement et à sa reproduction provoquant des galles qui bloquent les vaisseaux du xylème. Ce genre peut causer des dégâts importants sur la culture quand les populations sont abondantes. Les juvéniles du second stade sont infectieux et pénètrent la racine près de son extrémité, où ils établissent un site permanent de nutrition. A la fin de la dernière mue, seules les adultes femelles restent dans la racine, alors que les mâles redeviennent mobiles dans le sol (Starr et Veech, 1986).

2.6.3.2.2- Nématodes endoparasites migrants

Parmi les nématodes endoparasites migrants figurent *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* (Luc, 1987). Ils sont les plus dommageables. Les quatre stades larvaires et les deux sexes (à l'exception des *R. similis* mâles), sont infectieux et pénètrent à l'intérieur de la racine. Les œufs peuvent être relâchés par la femelle à l'intérieur même des tissus racinaires. Ils se nourrissent des cellules du parenchyme cortical et sont mobiles à l'intérieur des tissus où ils créent des nécroses. Les premiers symptômes visibles sont des lésions foncées, allongées, couvrant l'épiderme. La destruction des racines et des tissus du bulbe affecte la capacité du bananier à absorber de l'eau et les éléments minéraux qui y sont dissouts.

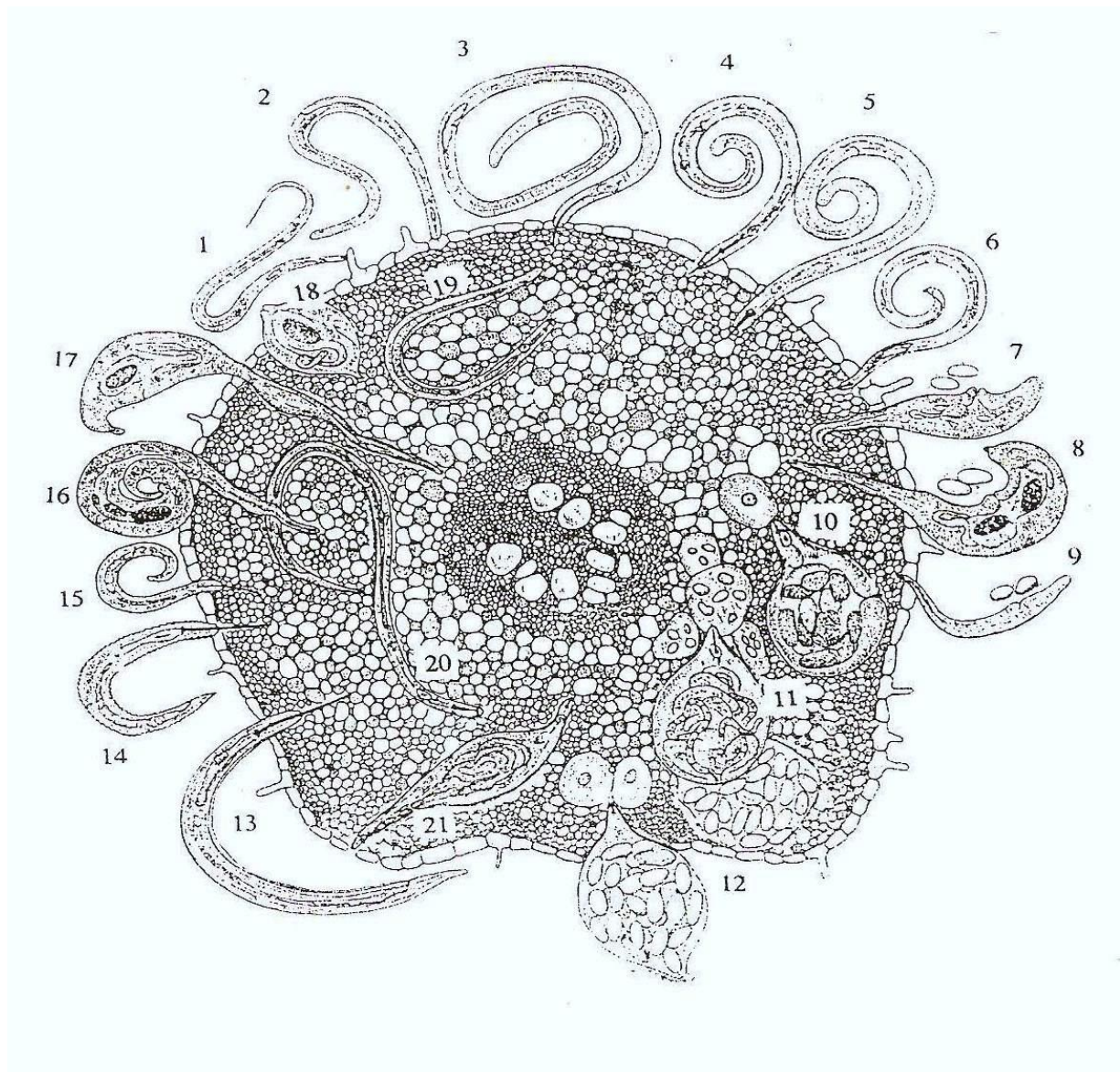


Figure 10 : Représentation des différents modes de nutrition chez les nématodes parasites des racines (D'après Siddiqi, 1986).

Légende

- | | | |
|--------------------------------|------------------------------|-----------------------------|
| 1. <i>Cephalenchus</i> . | 2. <i>Tylenchorhynchus</i> . | 3. <i>Belonolaimus</i> . |
| 4. <i>Rotylenchus</i> . | 5. <i>Hoplolaimus</i> . | 6. <i>Helicotylenchus</i> . |
| 7. <i>Verutus</i> . | 8. <i>Rotylenchulus</i> . | 9. <i>Acontylus</i> . |
| 10. <i>Meloidodera</i> . | 11. <i>Meloidogyne</i> . | 12. <i>Heterodera</i> . |
| 13. <i>Hemicycliophora</i> . | 14. <i>Macroposthonia</i> . | 15. <i>Paratylenchus</i> . |
| 16. <i>Trophotylenchulus</i> . | 17. <i>Tylenchulus</i> . | 18. <i>Sphaeronema</i> . |
| 19. <i>Pratylenchus</i> . | 20. <i>Hirschmanniella</i> . | 21. <i>Nacobbus</i> . |

L'ancrage dans le sol est affaibli, ce qui accroît les risques de chute sous l'effet du vent. L'activité des endoparasites favorise le parasitisme secondaire par les bactéries et les champignons (Saravanan *et al.*, 2003 ; Risède et Simoneau, 2004).

2.6.3.3-Nématodes semi-endoparasites

Les nématodes semi-endoparasites sont regroupés en semi-endoparasites migrants et en semi-endoparasites sédentaires.

2.6.3.3.1- Nématodes semi-endoparasites migrants

Ce groupe trophique est constitué des espèces *Helicotylenchus multincinctus* et *Hoplolaimus pararobustus* (Gowen, 1979). Selon Gowen *et al.* (2005), ces nématodes phytoparasites sont considérés comme moins dommageables sur les bananiers. Ils causent des lésions plus superficielles que celles de *R. similis* et de *P. coffeae* (Gowen, 1979). Tous les stades juvéniles et les deux sexes sont infectieux et capables de se nourrir de cellules corticales de la racine (Lewis et Pérez, 2004).

2.6.3.3.2. Nématodes semi-endoparasites sédentaires

Les semi-endoparasites sédentaires sont représentés par les nématodes du genre *Rotylenchulus* spp (Gowen, 1979). Ils occasionnent des nécroses superficielles et seule la femelle adulte est infectieuse (Robinson *et al.*, 1997). Elle pénètre dans la racine afin d'établir un site nourricier permanent (Vovlas et Ekanayake, 1985). Les œufs sont relâchés dans une matrice gélatineuse entre 24 et 29 jours (Chitambar, 1997)

2.6.4- Interactions entre nématodes phytoparasites du bananier

En général, les racines des bananiers sont parasitées simultanément par différentes espèces de nématodes (Barekye *et al.*, 2000, Moens *et al.*, 2006). La composition des communautés de nématodes phytoparasites varie en fonction du type de sol et du climat (Duyck *et al.*, 2012) mais également en fonction des stratégies de colonisation qui peut influencer la compétition entre les différents taxons (Mateille *et al.*, 2008). Par exemple, *H. multincinctus* et *R. similis* parasitent des zones différentes des racines du bananier, par conséquent ils peuvent coexister avec de faibles compétitions.

Au champ, on retrouve en général *R. similis* dans les zones peu nécrosées et *H. multincinctus* dans les zones déjà nécrosées (Quénéhervé, 1990, Moens et al., 2006). Cependant, les dégâts de *H. multincinctus* sont plus importants en l'absence de *R. similis* (Mc Sorley et Parrado, 1986). En revanche, les couples parasites comme *R. similis* et *M. incognita* (Quénéhervé, 1990) ; *P. coffeae* et *R. similis* (Gowen et al., 2005) qui se nourrissent sur les mêmes zones racinaires rentrent généralement en compétition.

2.6.5- Principales espèces de nématodes associées aux bananiers en Côte d'Ivoire

Cinq principales espèces de phytonématodes ont été identifiées dans les bananeraies en Côte d'Ivoire. Il s'agit de : *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* (nématodes endoparasites migrants), *Helicotylenchus multincinctus* et *Hoplolaimus pararobustus* (Nématodes semi-endoparasites migrants) et *Meloidogyne incognito* (Nématodes endoparasites sédentaires). Parmi ces phytonématodes, les espèces les plus dommageables sont *Pratylenchus coffeae* et *Radopholus similis* (Adiko, 1989 ; Sarah, 1989 ; Gnonhoury et Adiko, 2008 ; Gnonhoury et al., 2009, Vawa et al., 2015). Depuis 1960 (Luc & Vilardebo, 1961), la présence de *R. similis* a été signalée dans les bassins de production tandis que *P. coffeae* a été rapportée pour la première fois vers les années 80 (Sarah, 1985 ; Fargette & Quénéhervé, 1988 ; Adiko, 1988) dans les bananeraies localisées dans la zone frontalière d'Aboisso au Sud-Est du pays.

2.6.5.1. *Pratylenchus coffeae* ou "nématode à nécrose racinaire"

Plusieurs espèces du genre *Pratylenchus* ont été identifiées sur les Musaceae à travers le monde. Toutefois, seules deux espèces présentent des propagations très importantes et sont reconnues pathogènes (Bridge et al., 1997). Il s'agit de *P. coffeae* qui est très ubiquiste en basse altitude et *P. goodeyi* rencontrée dans les bananeraies situées en zones montagneuses.

2.6.5.1.1. Taxonomie de *Pratylenchus coffeae*

La famille des Pratylenchidae comprend 8 genres et environ 160 espèces dont un grand nombre n'ont pas été suffisamment décrites (Pinochet et al., 1995).

Cette famille est très peu homogène, car les genres diffèrent l'un de l'autre par un grand nombre de caractères (Pinochet *et al.*, 1995). Si les genres au sein de la famille des Pratylenchidae sont facilement identifiables, le genre *Pratylenchus* par contre comprend des espèces morphologiquement très similaires et, donc, difficilement identifiables (Luc, 1961). Sa position systématique décrite par Luc *et al.* (1990) se présente comme suit :

Règne :	Animal
Phylum :	Némathelminthes
Classe :	Nematoda
Ordre :	Tylenchida
Super-famille :	Tylenchidae
Famille :	Pratylenchidae
Sous-famille :	Pratylenchinae
Genre :	<i>Pratylenchus</i>
Espèce :	<i>Pratylenchus coffeae</i>

2.6.5.1.2- Origine et distribution de *Pratylenchus coffeae*

Pratylenchus coffeae (Figures 11 C, D) est probablement originaire des îles du Pacifique et des pays limitrophes, mais elle s'est actuellement répandue dans le monde. *Pratylenchus coffeae* a été vraisemblablement propagé à travers le monde avec le matériel végétal commercial. Au Honduras (Stover, 1972), Trinidad (Ogier & Merry, 1970), Cuba (Stoyanov, 1967) et en Inde (Sundararaju & Jeyabaskaran, 2003) ; *P. coffeae* est une espèce particulièrement dévastatrice des cultivars *Musa*. Sur le continent africain, *P. coffeae* est associé à des dégâts importants en Afrique du Sud et au Ghana où les plantations de bananiers plantain enregistrent des pertes de production allant jusqu'à 60 % (Bridge *et al.*, 1997). En Côte d'Ivoire, c'est dans les années 1980 que *P. coffeae* est rapportée aussi bien en plantations villageoises de banane plantain (Sarah, 1985 ; Adiko, 1988) qu'en culture industrielle de banane de dessert (Fargette & Quénehervé, 1988).

2.6.5.1.3- Biologie et cycle de reproduction de *Pratylenchus coffeae*

Toutes les espèces du genre *Pratylenchus* sont des endoparasites migrants, c'est-à-dire que tous les stades depuis les néonates (deuxième stade juvénile) aux adultes sont libres et infestants.

Ils peuvent sortir des racines à tout moment de leur cycle pour vivre temporairement dans le sol et aller ensuite parasiter de nouvelles racines. L'intégralité de son cycle biologique peut se dérouler à l'intérieur des tissus racinaires. L'oviposition des œufs s'effectue dans les racines (Luc *et al.*, 1990). La première mue a lieu dans l'œuf. L'éclosion intervient 6 à 8 jours après oviposition entre 28 et 30 °C, donnant naissance aux juvéniles de deuxième stade (Siddiqi, 2000). Hors de l'œuf, les larves subissent ensuite trois mues. L'apparition des premiers adultes est observée 15 jours après l'éclosion sur les tubercules de *Solanum tuberosum* entre 25 et 30 °C. Dans ces conditions, la durée moyenne du cycle est d'environ 27 jours. En l'absence d'hôtes, des individus de *P. coffeae* peuvent survivre dans le sol humide durant huit mois (Siddiqi, 2000). *P. coffeae* est une espèce bisexuelle à reproduction amphimictique obligatoire. Les mâles sont donc très fréquents.

2.4.5.2- *Radopholus similis* ou "nématodes foreur de bananier"

2.6.5. 2. 1. Taxonomie de *Radopholus similis*

Radopholus similis a un dimorphisme sexuel très marqué. Sa position systématique est la suivante :

Règne :	Animal
Phylum :	Némathelminthes
Classe :	Nematoda
Ordre :	Tylenchida
Super-famille :	Tylenchidae
Famille :	Pratylenchidae
Sous-famille :	Pratylenchinae
Genre :	<i>Radopholus</i>
Espèce :	<i>Radopholus similis</i>

2.6.5.2.2. Origine et distribution de *Radopholus similis*

Le genre *Radopholus* est probablement originaire de la zone australasiatique (Australie, Nouvelle Zélande et Sud-Est Asiatique) (Sher, 1968). *R. similis* (Figure 11A, B) est présente dans la majorité des régions de production de bananes ; seuls les hauts plateaux d'Afrique de l'Est et certains archipels (Canaries, Crète, Iles du Cap Vert) ne sont pas infestés (Sarah et Boisseau, 2008).

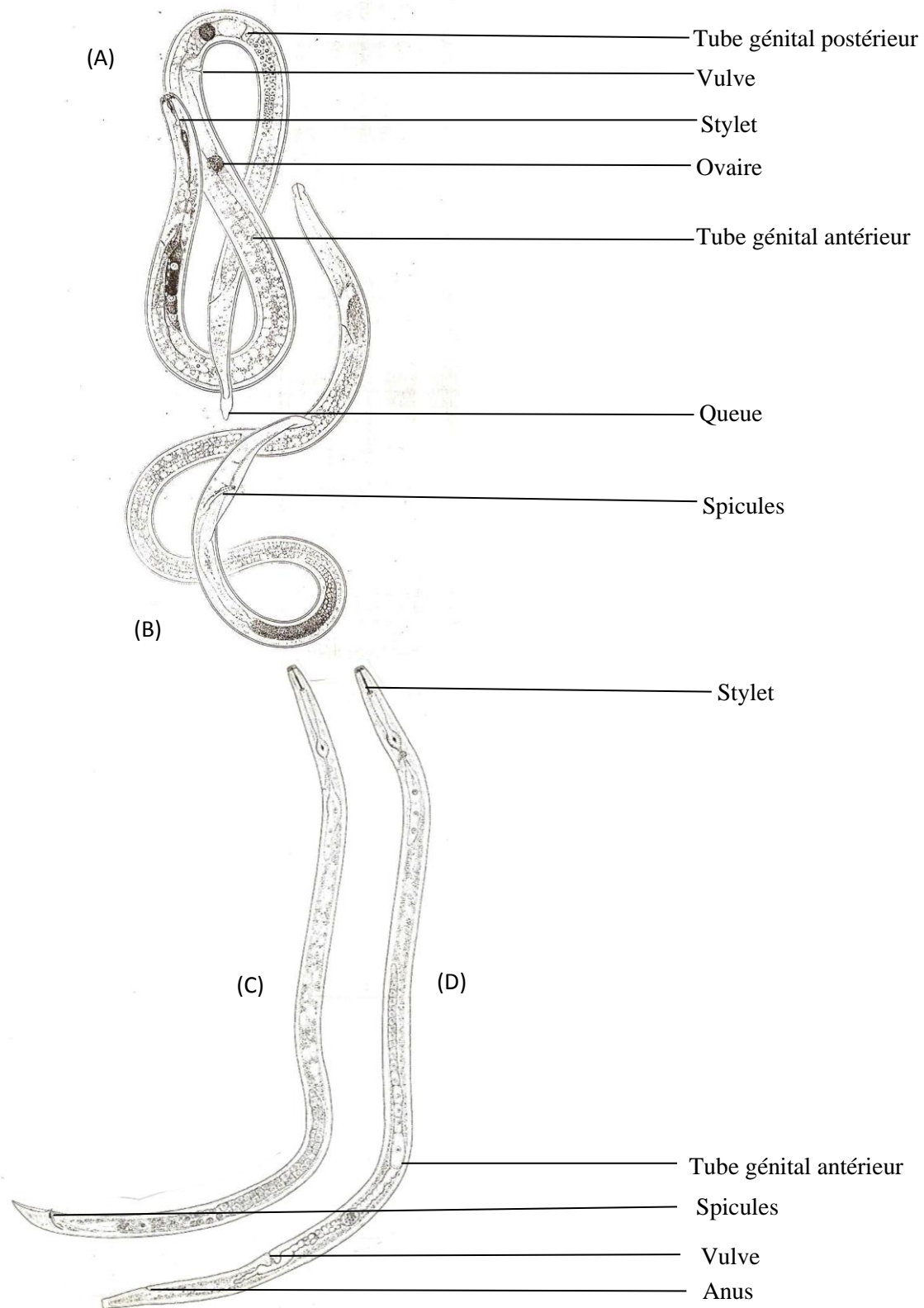


Figure 11: Morphologie de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*.

A,B : *R. similis* (A= femelle ; B= mâle) d'après Orton William et Siddiqi (1973)

C,D : *P. coffeae* (C= mâle ; D= femelle) d'après Siddiqi (1972)

Echelles : A,B : 1 cm = 25 μ m C,D : 1 cm = 19 μ m

2.6.5.2.3- Biologie et cycle de reproduction de *Radopholus similis*

Radopholus similis pénètre dans la zone corticale des racines où il se nourrit (Loos, 1962) en se déplaçant. *Radopholus similis* est capable de réaliser l'intégralité de son cycle de vie dans une même racine. Toutefois, à chaque stade de développement, les juvéniles de stade 2 à 4 (J2 à J4) et les adultes des deux sexes sont capables de se déplacer. Selon Sarah *et al.* (1996), la durée du cycle d'œuf à œuf varie, suivant la température, entre 20 et 25 jours. Selon Duncan et Moens (2006), les œufs éclosent au bout de 6 à 10 jours, les stades juvéniles se succèdent entre 10 et 15 jours. *Radopholus similis* se rencontre essentiellement dans les racines et rhizomes et peu dans le sol. Le rapport entre densité de populations dans le sol et dans les racines (exprimé en nombre de nématodes par gramme) est généralement inférieur à 1/1000 (Araya et Centeno, 1995).

2.6.6- Incidence des nématodes phytoparasites sur la culture du bananier

Les nématodes sont considérés comme l'un des principaux parasites telluriques des bananiers dans le monde (Gowen *et al.*, 2005). Les nécroses qui résultent de la migration et de la nutrition des nématodes endoparasites migrants favorisent l'entrée des champignons et le développement d'organismes saprophytes et autres parasites secondaires (Blake, 1966 ; Sarah, 1990). Ce complexe de parasites et de microorganismes secondaires augmente les dégâts racinaires en entraînant : *i*) une diminution de la capacité des racines à puiser l'eau et les éléments minéraux présents dans le sol pour combler les besoins de la plante. Il s'en suit des pertes de rendements qui peuvent être importantes. En Côte d'Ivoire, dans le cadre des essais nématicides, des réductions de rendements de l'ordre de 30 % à 50 % ont ainsi été observées (Sarah et Vilardebo, 1979 ; Sarah *et al.*, 1988) ; *ii*) une altération de la résistance mécanique des racines, leur fonction d'ancrage du plant est alors réduite et les risques de chute sont sérieusement accrues (Figure 12).

Ces dégâts font appel à des moyens de lutte curative très onéreuse telle que les produits chimiques (Insecticides/Nématicides). Les quantités importantes de ces produits utilisées (Figure 13), mettent en évidence le degré de nuisance des nématodes qui représentent une des plus graves menaces de la production en culture de bananiers.



Figure 12 : Chute des bananiers sous l'effet du vent à cause du faible ancrage racinaire des plantes dû au parasitisme tellurique.

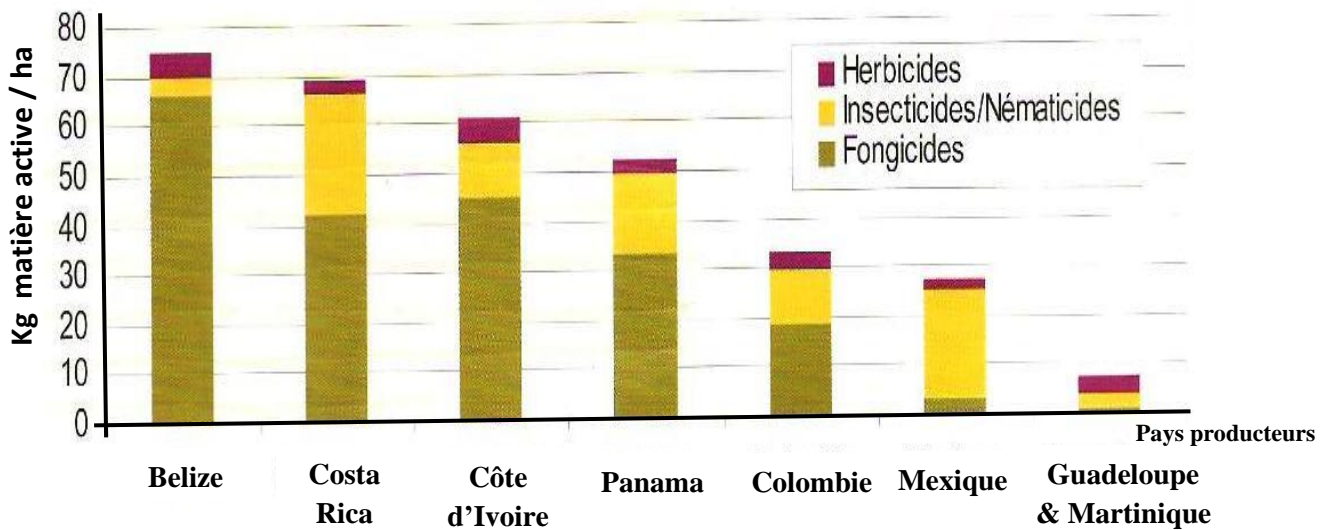


Figure 13 : Quantités de pesticides utilisées en cultures de banane dessert dans différents pays producteurs. (Source : Loeillet, 2010)

2.7- Adventices

2.7.1- Définitions

Selon Kouadio (2010), adventice dérive du latin *adventicius* et désigne une espèce végétale qui s'installe accessoirement ou incidemment dans un milieu modifié par l'homme. En Botanique, une plante adventice est une « espèce végétale étrangère à la flore indigène d'un territoire dans lequel elle est accidentellement introduite et peut s'installer ». Pour les agronomes ou les malherbologues, « une adventice communément appelée mauvaise herbe est une plante herbacée ou ligneuse indésirable à l'endroit où elle se trouve » (Rodriguez, 2015).

2.7.2 Cycle biologique des adventices

D'après Kouadio (2010), l'évolution des adventices est intimement liée aux conditions du milieu. Leur dispersion (Donfack, 1993) se fait généralement par l'homme, les animaux, le vent et l'eau. Elles se reproduisent par voie sexuée. De Row et Van Oers (1988) estiment le nombre de graines viables des principales adventices de forêt à 2000 unités par mètre carré dans les 10 premiers centimètres du sol, sous une forêt de 21 ans avant l'abattage. La durée du cycle de reproduction des adventices et la période de leur présence varient d'une espèce à une autre. Certaines ont un cycle court ; par exemple *Dactyloctenium aegyptium* et *Oldenlandia corymbosa*, apparaissent respectivement en mai et juillet et disparaissent en octobre pour la première espèce et en novembre pour la seconde (Kouadio, 2010). Le Bourgeois (1993) en a noté d'autres telles que *Digitaria horizontalis*, et *Ipomoea eriocarpa* qui sont présentes pendant toute la durée du cycle cultural.

2.7.3- Influence de la préparation du sol sur la composition floristique

Le retournement du sol au moment du labour, entraîne l'enfouissement des graines et des organes des plantes. Dessaint *et al.* (1990), ont constaté qu'un labour profond permet de réduire de 50 % le potentiel d'adventices dans le sol. Dans le cas des espèces vivaces, le labour en saison sèche permet le dessèchement des organes souterrains étalés au soleil, alors que d'autres organes remontés à la surface du sol, trouvent des conditions favorables à leur germination.

Outre le labour, le sarclage mécanique des adventices stolonifères ou rhizomateuses, selon Fontanel (1987) et Traoré (1991), favorise la dissémination de l'inoculum. Le Bourgeois et Merlier (1995) font remarquer que l'intensification des cultures est également une cause importante dans la sélection de la flore adventice.

2.7.4- Incidence de la culture intensive sur la composition floristique

L'évolution de la flore se fait généralement dans le sens d'une spécialisation des espèces après 10 ans de culture consécutive. Ainsi, des espèces telles que *Cyperus rotundus*, *Cyperus esculentus* et *Commelina benghalensis* dont la multiplication végétative est favorisée par les opérations culturales deviennent rapidement dominantes (Kouadio, 2010). Le Bourgeois et Merlier (1995) ont noté que de nombreuses espèces annuelles dont *Digitaria horizontalis*, *Tridax procumbens*, *Commelina benghalensis*, *Dactyloctenium aegyptium*, *Ageratum conyzoides* apparaissent après 4 ou 5 ans de culture.

2.7.5- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes phytoparasites

Le statut d'hôte d'une plante vis-à-vis d'une espèce de nématode phytoparasite s'évalue en laboratoire, ou en serre en conditions contrôlées. Il est évalué par le taux de multiplication entre une population initiale (P_i) calibrée et inoculée en vase de végétation de la plante testée et la population finale (P_f) dénombrée dans ses racines après une période de croissance de quelques semaines à plusieurs mois selon les espèces végétales (Quénéhervé et *al.*, 2006b ; Van der Veken et *al.*, 2008). Par exemple, le bananier Cavendish « Grande Naine » qui induit le développement des populations de *Radopholus similis* (statut d'hôte = 18) est hôte (Van der Veken et *al.*, 2008). A l'inverse, selon le même auteur, les adventices telles que *Tagetes erecta* et *Sesamum indicum* présentant des statuts d'hôte de 0,01 et 0,09 vis-à-vis de *R. similis*, sont non-hôtes et par conséquent peuvent être utilisées en tant que couvert végétal pour assainir les sols infestés de ce nématode (Van der Veken et *al.*, 2008). Le statut d'hôte est donc une mesure intégratrice des capacités de défense des plantes résultant de paramètres complexes dont les plus connus concernent les mécanismes physiques (résistance constitutive), chimiques (résistance adaptative) et trophiques (appétence) que la plante génère pour se préserver des attaques de parasites (Barker et Koenning, 1998; Risède et *al.*, 2010).

Des études sur l'évaluation du statut d'hôte ont permis d'identifier une vingtaine de plantes non-hôtes de *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae* ou *Meloidogyne sp* (Wang et al., 2002 ; Germani et Plenchette, 2005 ; Van der veken et al., 2008 ; Oka, 2010 ; Dorel et al., 2011 ; Damour et al., 2015). La durée des jachères contrôlées à base de plantes non hôtes des nématodes pour assainir convenablement le sol vis-à-vis des nématodes varie entre 12 et 24 mois (Sarah, 1989 ; Gowen et Quénéhervé, 1990 ; Ternisien et Ganry, 1990).

2.7.6- Propriété d'allélopathie des mauvaises herbes vis-à-vis des nématodes

L'allélopathie implique les interactions directes ou indirectes, positives ou négatives d'une plante sur un autre organisme (y compris une autre plante) et induites par la libération de molécules biochimiques dans le milieu telles que les acides phénoliques, flavonoïdes, terpénoïde, etc. (Rice, 1984). Cette libération peut être aérienne ou souterraine, via les exsudats foliaires ou racinaires (Bais et al., 2006). Par exemple, la libération de molécules némato-toxiques par les racines peut entraver le développement de nématodes phytoparasites (ex : le genre *Crotalaria* peut exsuder de la monocrotaline) (Chitwood, 2002 ; Thoden et al., 2009). Certaines plantes produisent et accumulent des molécules némato-toxiques mais ne les exsudent que faiblement dans la rhizosphère. Cette stratégie de « plantes pièges » a été observée chez certaines variétés de navets (*Raphanus sativa*) ou de moutarde (*Sinapis alba*) et affectent le nématode parasite de la betterave, *Heterodera schachtii*. Ces plantes perturbent la différenciation sexuelle des nématodes qui pénètrent dans les racines et altèrent ainsi leur multiplication (Ratnadass et al., 2012). Diverses espèces végétales (Tableau III) libèrent des molécules némato-toxiques vis-à-vis des nématodes du bananier au cours de leur croissance (Chauvin, 2015). D'après Malézieux et al. (2009) ; Damour et al. (2015) et Chauvin (2015), lorsque l'installation d'une plante durant l'interculture s'accompagne d'une régulation des bio-agresseurs comme les nématodes par exemple, cette plante est dite « plante de service ».

2.7.7- Cas spécifique de *Tithonia diversifolia* en Côte d'Ivoire

T. diversifolia (Hemsl.) Gray (Asteraceae) communément appelée le tournesol du Mexique (Figure 14) est originaire du Mexique et de l'Amérique centrale. Elle a été introduite dans différents pays comme une plante ornementale (Akobundu et Agyakwa, 1987).

2.7.7.1- Aire de distribution de *T. diversifolia*

T. diversifolia a été introduite en Afrique et se retrouve aujourd'hui dans plusieurs régions, notamment le Cameroun, le Kenya, la Malawi, le Nigéria, l'Afrique du Sud, la Tanzanie, l'Ouganda et la Zambie (La Duke, 1982). En Côte d'Ivoire, *T. diversifolia* (Asteraceae), *Chromolaena odorata* (Asteraceae), *Croton hirtus* (Euphorbiaceae), *Euphorbia heterophylla* (Euphorbiaceae) sont des exemples de plantes invasives bien connues (Tiébré et al., 2012) dont l'introduction est perçue comme une des raisons de perte de la biodiversité floristique (Vitousek et al., 1996). Généralement, *T. diversifolia* colonise les pelouses abandonnées, et les bords des voies de communications (Dutta et al., 1986). Dans les cultures en Côte d'Ivoire, *T. diversifolia* est utilisée en bananeraies industrielles, comme plante de couverture pour la protection et la restauration de la fertilité des sols aussi bien minéraux qu'organiques (Tié, 2017).

2.7.7.2- Mode de disséminations et usages de *T. diversifolia*

Le mode principal de reproduction est le bouturage, mais cette plante produit également des graines qui constituent une voie de dissémination (King'Ara, 1998). L'inflorescence produit 136 à 144 graines de petites tailles par capitule qui assurent sa pérennité (Muoghalu, 2007). *T. diversifolia* a été introduite dans différentes zones sur la base de ses multiples utilisations. Dans la plupart des cas, les études consacrées à l'espèce se sont focalisées sur l'usage médicale (Goffin et al., 2002 ; Elufioye et al., 2004) et agricole (Tiébré et al., 2012). Dans le dernier cas, l'on peut citer son utilisation en tant que plante fourragère, engrais vert, insecticide naturel et plante de couverture pour la protection et la restauration des sols de culture (Rios, 1999 ; Tié, 2017).



Figure 14 : *Tithonia diversifolia* (Asteraceae)

A : Inflorescence en capitule

B : Développement en touffe

2.7.7.3- Rôle de *T. diversifolia* dans la régulation des nématodes phytoparasites

T. diversifolia est une plante allélopathique qui sécrète des substances toxiques capables d'inhiber la croissance des espèces voisines (Baruah et al., 1994 ; Tongma et al., 1997). Ainsi, l'implantation de *T. diversifolia* durant l'interculture des bananiers peut contrôler les mauvaises herbes y compris les espèces qui servent de refuges aux nématodes du bananier (Chabrier et Quénéhervé, 2003 ; Quénéhervé et al., 2006a). Osei et al. (2011) rapportent les capacités de plante antagoniste de *T. diversifolia* vis-à-vis de *Meloidogyne* spp et *Pratylenchus brachyurus*. Des réductions de populations de 86 % pour *Meloidogyne* spp et 87 % pour *P. brachyurus* ont pu être obtenues par ces auteurs avec un amendement organique à base de *T. diversifolia* dans une étude réalisée en pot. De même sous forme de résidus en poudre, *T. diversifolia* a montré ses propriétés nématocides vis-à-vis de *Meloidogyne incognita* (Odeyemi et al., 2014) avec une rémanence pouvant atteindre 4 mois (Atandi et al. 2017).

CHAPITRE III : METHODES DE LUTTE CONTRE LES NEMATODES

Diverses méthodes sont utilisées pour réduire l'incidence des nématodes sur les bananiers. Selon Lassoudière (2007), l'intégration de toutes ces méthodes est recommandée pour une lutte efficace. Cette lutte intégrée inclue la lutte chimique, la lutte biologique, la lutte génétique, la lutte physique et la lutte culturale.

3.1- Lutte chimique contre les nématodes

Dans la plupart des régions productrices de bananes, la lutte contre les nématodes en culture de bananiers repose essentiellement sur l'utilisation des nématicides de synthèse. Deux techniques d'application des nématicides sont utilisées ; l'application sans évaluation du niveau d'infestation des plantations et l'application raisonnée des nématicides ou application par avertissement.

3.1.1- Application systématique de nématicides

Cette méthode de lutte est utilisée par la majorité des planteurs. Elle consiste en l'application de nématicides sur l'ensemble des bananiers en culture, sans un dénombrement préalable pour déterminer le niveau d'infestation des populations de nématodes parasites. Cette méthode est également utilisée pour le matériel végétal de plantation avec la technique 'pralinage' des rejets. Celle-ci consiste à tremper les rejets dans une bouillie appelée pralin qui est constitué d'un mélange d'argile, d'eau et de nématicide. Le mélange doit être fait 24 heures à l'avance et le nématicide doit être ajouté juste avant l'utilisation (Bridge *et al.*, 1997). Les abus dans l'utilisation de ces produits et la prise de conscience des effets nocifs des pesticides en culture de banane ont donné lieu à des poursuites judiciaires en Amérique latine (principalement Costa-Rica et Nicaragua) dans les années 1990 (Trupp, 1991 ; Clark et Snedeker, 2005) et des manifestations de rue aux Antilles françaises en 2013 (Figure 15).

3.1.2- Lutte raisonnée par avertissement

L'avertissement a pour but de déterminer la date propice d'application des nématicides sur la base de l'estimation de l'état d'évolution des populations de nématodes dans les plantations (Ganry et Laville, 1983). La prise de décision pour effectuer les traitements nématicides se fait en tenant compte d'un seuil d'infestation.

Tableau III : Principales espèces végétales libérant des molécules némato-toxiques vis-à-vis des nématodes du bananier au cours de leur croissance (Chauvin, 2015).

Lieu de stockage ou de production	Type de molécule	Espèce concernée	Famille	Molécule	Cible	Effet	Source
	Polyéthiényls	<i>Tagetes sp</i>	Asteraceae	Alpha-terthienyl(s)	<i>Meloidogyne sp.</i> , <i>Pratylenchus sp.</i>	Nématicide	Chitwood, 2002,
	Flavonoïdes	<i>Avena sativa</i>	Gramineae	Flavone -C-glucosides	<i>Meloidogyne sp.</i> , <i>Rotylenchus sp.</i> , <i>Pratylenchus neglectus</i>	Nématicide	Quaranta, 2009
Accumulation dans les racines	Polyéthiényls	<i>Tagetes sp</i>	Asteraceae	Alpha-terthienyl(s)	<i>Meloidogyne sp.</i> , <i>Pratylenchus sp.</i>	Nématicide	Oka, 2009 ; Chitwood, 2002
	L-DOPA	<i>Mucuna puriens</i>	Fabaceae	L-3,4-dihydroxyphenylalanine	<i>M. javanica</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. hapla</i> , <i>Rotylenchus reniformis</i> , <i>Pratylenchus penetrans</i> , <i>Helicotylenchus dihystera</i>	Nématicide	Quaranta, 2009
	Acide organique	<i>Tagetes erecta</i>	Asteraceae	Acide Myristique et dodecanoïque	<i>M. incognita</i>	Nématicide	Oka, 2009
Accumulation dans les parties aériennes	Alcaloïdes	<i>Crotalaria spectabilis</i>	Fabaceae	Monocrotaline	<i>M. incognita</i>	Paralysant	Oka, 2009 ; Thoden et al., 2009
	Alcool	<i>Mucuna puriens</i>	Fabaceae		<i>M. incognita</i>	Inhibition de l'éclosion	Oka, 2009
	Protéine	<i>Ricinus communis</i>	Fabaceae	Ricine	<i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i>	Paralysant	Oka, 2009
	Composé organo-sulfuré	<i>Allium sativum</i>	Liliaceae	Allicine	<i>M. incognita</i>	Nématicide inhibiteur de l'éclosion	Chitwood, 2002
Génération lors de la décomposition des litières	Dérivé de Glucosinolate	<i>Brassica napus</i> , <i>juncea</i> , <i>Raphanus sativus</i>	Brassicaceae	Isothiocyanate	<i>M. incognita</i> , <i>M. hapla</i> , <i>Tylenchulus semipenetrans</i> (Juvénile), <i>Heterodera schachtii</i> , <i>Rotylenchus reniformis</i> , <i>Trichodorus</i> , <i>Pratylenchus</i> .	Pesticide, inhibiteur de l'éclosion	Oka, 2009
	Acide organique	<i>Ascophyllum nodosum</i>	Phaeophyceae	Acide betaine	<i>M. javanica</i> , <i>M. incognita</i>	Nématicide	Chitwood, 2002
	Acide organique	<i>Arachis hypogaea</i>	Fabaceae	Di-n-butyl succinate	<i>Pratylenchus coffea</i>	Nématicide	Chitwood, 2002
	Acide organique	<i>Argemone mexicana</i>		Di-n-butyl succinate	<i>Pratylenchus coffea</i>	Nématicide	Chitwood, 2002

Le traitement nématicide d'une plantation de bananier a lieu lorsque l'infestation de la parcelle cible se situe au-dessus de 1000 nématodes (*Radopholus similis*) / 100 g de racines de bananier (Guérout, 1972 ; Tabarant *et al.*, 2011 ; Kosma, 2013). Cette méthode permet d'intervenir quand il y a nécessité. Il en résulte une préservation de l'environnement, des hommes (applicateurs, consommateurs, populations environnementales) et des vergers. En outre, la lutte raisonnée permet de réduire la fréquence d'applications de produits chimiques et de faire des économies.

3.2- Lutte biologique contre les nématodes

La lutte biologique en agronomie désigne toute forme d'utilisation d'organismes vivants ayant pour but de limiter la pullulation et/ou la nocivité des divers ennemis des cultures.

3.2.1- Lutte par les champignons prédateurs

Cette méthode de lutte repose sur le principe de l'existence dans le sol de champignons qui ont la capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir. Ces champignons tels que *Arthrobotrys irregularis* piègent leurs proies par des pièges en réseaux, en anneaux et par boutons collants ou en pires (Cayrol *et al.*, 1992).

3.2.2- Lutte par les champignons ovicides

Les champignons ovicides ont la propriété de tuer les œufs des nématodes. Les champignons (*Paecilomyces lilacinus*, *Verticillium chlamydosporium*) vivent à l'intérieur des nématodes en saprophytes.

3.2.3- Lutte par les champignons nématophages à spores adhésives

Les champignons à spores adhésives, de la classe des Oomycètes, Zygomycètes, Deutéromycètes, Basidiomycètes et Hyphomycètes parasitent les nématodes. Ces champignons forment des zoospores biflagellées, migrent vers les nématodes et se fixent sur leur cuticule en s'enkystant. Les spores germent et pénètrent dans le corps de la proie où elles produisent un thalle infectieux qui donne naissance à des zoospores globuleux (Castet, 1982).

3.2.4- Lutte par les endomycorhizes à vésicules et à arbuscules

Les endomycorhizes sont des champignons associés aux racines des végétaux. Ils forment une association symbiotique avec les racines des plantes. Leur réseau mycélien interne se développe dans le cortex des racines où il forme des arbuscules et des vésicules qui sont des structures d'échange entre la plante et le champignon (Cayrol, 1991).



Figure 15: Manifestation de rue aux Antilles françaises en 2013 contre l'usage des pesticides en bananeraies (Source : Chauvin 2015)

En s'associant au système des plantes, les champignons endomycorhiziens créent un réseau dans le sol permettant d'accroître la capacité d'absorption de l'eau et des éléments nutritifs comme le phosphore, le cuivre et le zinc ; ce qui induit une amélioration et une croissance rapide des racines et des plantes. L'accroissement de l'efficacité de l'absorption hydrominérale du plant induit une certaine immunité des plants vis à vis des espèces de nématodes (Djigal, 2003). Aux Etats Unis, les populations de *Heterodera solanacearum* ont été réduites de 35 % sur les aubergines mycorhizés par *Endogona gigantea*. En Allemagne, *Glomus mosseae* a réduit de 17 % les populations de *Meloïdogyne incognita* sur la tomate (Cayrol *et al.*, 1992). Au Togo, les populations de *Meloïdogyne incognita* ont été réduites de 50 % sur des tomates mycorhizées avec *Glomus mosseae* (Bissadou *et al.*, 2012).

3.2.5- Lutte par les bactéries antagonistes des nématodes

Les bactéries secrètent des métabolites toxiques comme les destruxines, l'abamectine B1, l'ivermectine (AVMB2)... contre les nématodes (Djian *et al.*, 1990). *Pasteuria penetrans* dissémine ses endospores dans le sol, les fixe sur la cuticule des nématodes qui les effleurent en se déplaçant dans le sol (Cayrol *et al.*, 1989).

Pasteuria penetrans présente plusieurs avantages (son efficacité parasitaire permet de réduire les populations de nématodes de plus de 80 %). Ses endospores sont d'une résistance exceptionnelle et peuvent être stockées pendant longtemps.

3.2.6- Lutte par des toxines de microorganismes

Les toxines sont des substances non-enzymatiques, de faibles poids moléculaires, produites par un micro-organisme et nocives à faibles concentrations. Les toxines bloquent le développement de l'œuf ou de la larve. La toxine lactone pentacyclique produite par *Streptomyces avermitilis* inhibe le développement des larves et des œufs de *Meloïdogyne* (Putter *et al.*, 1981).

3.2.7- Lutte par des plantes à effets nématicides

Les plantes à effets nématicides représentent plus de 200 espèces, appartenant à 80 familles (Munakata, 1979). Les substances actives (exsudats racinaires extraits de gombo et sésame) agissent en inhibant la pénétration des larves de *Meloïdogyne* dans les racines (*Sesamum orientale*), en inhibant l'éclosion des œufs (*Eragrostis curvula*), ou en empoisonnant les *Meloïdogynes* (*Catharanthus roseus*).

Les toxines (alcaloïdes, acides asparagiques) sont aussi synthétisées en réaction à l'infestation et inhibent le développement des larves (dérivés du gossypol, aldéhyde terpénoïdes du cotonnier) (Jeuffraut, 1991). Les toxines déjà présentes dans les tissus de la plante, agissent soit par empoisonnement des larves (*Arachis hypogaeae*), soit en bloquant le développement et la multiplication des *Meloidogyne* (*Ricinus communis*, *Tagetes minuta*) (Jeuffraut, 1991).

3.3- Lutte par les moyens physiques

Les moyens de lutte physique contre les nématodes comprennent les techniques de parage, de solarisation, de désinfection à la vapeur ou de traitement à l'eau chaude, d'inondation des sols infestés ou de creusement des fossés d'isolation hydrique.

3.3.1- Lutte par parage

La technique de parage consiste à débarrasser la surface du bulbe de toutes les traces de nécroses avant plantation. Les cellules portant des galeries, des nécroses ou des tissus morts sont éliminées avec une machette ou un couteau. Cette technique se fait sur le lieu d'arrachage des rejets et non sur le lieu de plantation (Bridge *et al.*, 1997).

En complément au parage et pour une plus grande efficacité, le matériel végétal peut être exposé à la lumière solaire (solarisation) ou désinfecté à la vapeur d'eau portée à 50 °C pendant 15 à 20 minutes (Bridge *et al.*, 1997).

3.3.2- Lutte par inondation des sols infestés

La technique d'inondation des sols infestés consiste à inonder les sols infestés. L'excès d'eau va créer des sols hydromorphes défavorables à la survie des nématodes (Mateille *et al.*, 1988)

3.3.3- Lutte par fossés d'isolation hydrique

La technique de creusée de fossés d'isolation hydrique consiste à prévenir la recontamination des jachères et des parcelles déjà assainies. Les nématodes peuvent être disséminés par les eaux de ruissellement provenant des parcelles infestées et recontaminer les parcelles assainies. Ces dernières doivent donc être protégées. Des fossés de 50 à 80 cm de profondeur sont creusés pour éviter la dissémination des nématodes autour des parcelles à protéger. Cette mesure permet de limiter, et de différer de plus de trois ans la réinfestation des parcelles (Chauvin, 2015).

3.4- Lutte par les variétés résistantes

La lutte contre les nématodes par usage des variétés résistantes consiste à introduire dans les agrosystèmes à base de bananier, des hybrides ou cultivars qui tolèrent partiellement ou totalement les attaques des phytonématodes (Kwa, 1998). Cependant, les cultivars encore en collection génétique tels que *Yangambi km4*, *Pisang masak* qui sont résistants aux nématodes parasites ne répondent pas aux besoins de la filière en termes de productivité et de qualité (Tomékpé *et al.*, 1997). Cette voie de recherche constitue un axe important, d'autant plus que les mécanismes de résistance développés par les nématodes phytoparasites sont de mieux en mieux compris (Hölscher *et al.*, 2014) et que le séquençage du génome du bananier ouvre la voie de la sélection assistée par marqueurs (D'Hont *et al.*, 2012).

3.5- Méthodes de lutte culturale

3.5.1- Utilisation de matériel végétal sain de plantation, indemne de nématodes

La lutte contre les nématodes par usage de matériel végétal sain, indemne de nématodes, consiste à faire les plantations avec des vivoplants ou des vitroplants. En Côte d'Ivoire, les exploitations industrielles s'approvisionnent en vitroplants, en Europe ou en Israël. Ce matériel arrive en Côte d'Ivoire au stade de jeunes plants en fin de sevrage dont le grossissement se fait chez les planteurs par des équipes spécialisées sous des ombrières appropriées. Les grossissements se font avec des substrats indemnes de nématodes (Sarah, 1989).

3.5.2- Lutte par usage de jachère

La mise en jachère a pour but de briser le cycle de développement des nématodes. La jachère est généralement déclenchée dès qu'une parcelle présente des taux d'infestation induisant de trop fortes pertes de rendement (Ternisien et Ganry, 1990). On distingue deux principaux types de jachères. Les jachères naturelles et les jachères améliorées (Sarah, 1989).

3.5.2.1- Jachère naturelle

L'effet dépressif de la jachère spontanée sur le peuplement de nématodes phytoparasites s'appuie sur plusieurs hypothèses (Cadet & Floret, 1995 ; Cadet *et al.*, 1995, Adiko et Gnonhour, 1997) : *i*) les plantes de la jachère seraient peu ou pas hôtes des nématodes présents dans le sol après la culture,

ii) la répartition discontinue et la diversité génétique des formations naturelles de végétaux contribueraient à limiter des foyers d'infestation. Cependant, les nématodes parasites du bananier sont polyphages et peuvent parasiter des espèces végétales adventices qui leur servent de refuge dans les parcelles sans bananier (Quénéhervé et *al.*, 2006a; Duyck et *al.*, 2009) devenant ainsi des foyers potentiels de contamination d'une nouvelle bananeraie.

3.5.2.2- Jachère améliorée

Elle permet de rompre le cycle de reproduction des nématodes par l'utilisation de plantes de couverture non hôtes de nématodes. La mise en œuvre de cette pratique est basée sur quelques principes de base susceptibles d'éliminer les parasites cibles (Ternisien et Ganry, 1990).

➤ Plante non hôte des parasites du sol

La sensibilité d'une plante vis-à-vis d'un nématode parasite se définit par sa capacité à héberger le nématode et à lui permettre d'effectuer l'ensemble de son cycle de vie, donc de se multiplier (Mateille, 1994 ; Van der Veken et *al.*, 2008). Lors de leur croissance, les racines des espèces végétales sensibles représentent une ressource trophique pour les nématodes phytoparasites. En absence de plantes hôtes les populations de nématodes parasites ne se développent pas ou peu et, selon les espèces, prennent des formes de survie, de conservation (enkystement, anhydrobiose) ou meurent par inanition (Gowen et *al.*, 2005).

➤ Test biologique d'une bonne jachère

L'efficacité de l'assainissement d'une jachère est vérifiée par l'évaluation périodique du niveau de populations de nématodes phytoparasites présents dans le sol de la parcelle (Lassoudière, 2007) : des plants de bananier sains issus de culture in-vitro sont plantés dans des échantillons de sol de la parcelle et mis sous serre. Après 30 jours de contact, un dénombrement des nématodes présents dans les racines des bananiers-tests permet d'estimer l'assainissement de la parcelle et de décider ou non d'une replantation. La parcelle est ensuite replantée avec des plants sains (vitro ou vivo plants), garants de l'absence de nématode et d'autres bioagresseurs (Marie et *al.*, 1993).

Lorsqu'elle est bien menée, cette pratique associant matériel sain de plantation et sol assaini vis-à-vis des nématodes phytoparasites permet d'éviter les traitements nématicides pendant une à plusieurs années.

3.6- Méthodes de lutte intégrée

Développer et combiner les méthodes de lutte pour favoriser les régulations naturelles des bioagresseurs et limiter l'usage des pesticides est l'objectif de base sous-tendant le concept de lutte intégrée qui a été développé dès les années 1950 (Sikora *et al.*, 2005). Selon Bajwa et Kogan (1997), ce concept se définit comme : « un système d'aide à la décision pour la sélection et l'utilisation de stratégies de lutte contre les bioagresseurs, seules ou harmonieusement coordonnées dans un système de gestion, basée sur des analyses coûts/avantages qui prennent en compte les intérêts et les impacts sur les producteurs, la société et l'environnement ».

La lutte intégrée repose ainsi non plus sur un usage systématique de pesticides, mais revient à opérer le choix de combinaisons de méthodes complémentaires et compatibles dans le temps et l'espace qui permet une lutte plus opérationnelle et un recours minimum aux pesticides (Kogan, 1998 ; Ferron, 1999). Ce concept est basé sur la notion de seuil de tolérance des nuisibles avec l'objectif de maintenir leurs populations à des niveaux qui ne causent pas de dommages économiques. Dans le cas spécifique des nématodes en culture de banane, ce seuil de tolérance a été fixé en tenant compte des populations de nématodes endoparasites migrateurs notamment *Radopholus similis*. Il est intéressant de noter qu'aucun seuil universel en termes de populations de nématodes par gramme de racines n'est admis en la matière. Cependant, ce seuil est de 1 000 individus par 100 g de racines en Côte d'Ivoire et en Martinique (Guérout, 1972), de 10 000 aux Philippines (Davide, 1992), de 20 000 au Honduras et au Panama (Pinochet, 1987) et varie d'une zone de production à l'autre selon la virulence des pathotypes en présence (Quénéhervé, 2005).

Aux Antilles Françaises, la mise en œuvre de la lutte intégrée a été engagée depuis les années 2000 (Chabrier *et al.*, 2005 ; Risède *et al.*, 2010 ; Dorel *et al.*, 2011). Les systèmes de culture ainsi développés ont été basés sur le principe « matériel végétal sain sur sol sain ».

En associant diverses techniques comme la destruction des bananiers par injection de glyphosate pour débiter l'interculture des parcelles infestées, l'implantation de plantes non-hôtes des nématodes du bananier durant la période d'interculture, le suivi des populations de nématodes phytoparasites dans les sols par tests biologiques, le recours aux vitro plants et la mise en place de fossés autour des parcelles ; les producteurs de Martinique ont réussi à diminuer de 60 % le tonnage de matières actives épandues sur la période 1997-2004 (Chabrier et *al.*, 2005).

3.7- CONCLUSION PARTIELLE

De cette sythèse bibliographique, nous retiendrons que la culture du bananier présente des avantages, tant sur le plan alimentaire, économique comme social. Pour couvrir tous ces besoins, le bananier fait l'objet de soins intensifs à cause de nombreuses contraintes biotiques dont les nématodes phytoparasites qui se développent au détriment de ses organes vitaux (les racines).

Certaines adventices servent de ‘réservoir’ favorisant ainsi la persistance de ces bioagresseurs dans les bananeraies. Les dommages causés par les nématodes aux bananiers et les pertes de récolte qui en découlent, nécessitent l'adoption de mesures de lutte adaptées. Plusieurs méthodes de lutte contre les nématodes du bananier existent. Cependant, la lutte chimique jusque-là la plus efficace, présente aujourd'hui des limites pour sa toxicité sur la santé humaine et sur l'environnement. Ce constat amène depuis quelques décennies, la recherche agronomique à développer des mesures sanitaires alternatives dont la lutte intégrée. Celle-ci implique la pratique de la jachère contrôlée à base de plantes non hôtes des nématodes, couplée à l'utilisation de matériel végétal sain de plantation.

Notre étude qui s'inscrit dans cette démarche vise à comprendre le rôle de *Tithonia diversifolia*, dans la régulation de la nématofaune et dont l'intégration dans l'agrosystème bananier pourrait être une solution alternative à l'usage des nématicides.



DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES

CHAPITRE IV : MILIEUX D'ETUDE

Les exploitations industrielles de banane dessert en Côte d'Ivoire occupent près de 6 000 ha (OCAB, 2000) dont plus de la moitié (55 %) des superficies emblavées se concentrent dans les trois régions administratives suivantes : SUD COMOE, AGNEBY-TIASSA, DISTRICT D'ABIDJAN et GRANDS PONTS (Figure 16). Ces trois régions sont situées dans un rayon de 200 km autour du port d'exportation et du quai fruitier d'Abidjan (Loeillet, 2010). Ces trois régions qui constituent la zone de production traditionnelle de la banane dessert (Lassoudière, 1978) en Côte d'Ivoire ont été retenues pour cette étude par rapport aux nouvelles extensions de bananeraies implantées au Centre et au Nord du pays depuis ces six dernières années (Laleix, 2016).

4.1- Organisation d'une bananeraie industrielle

La structure générale des bananeraies industrielles comprend différentes entités de production de tailles variables (Charpentier et Godefroy, 1963).

4.1.1- Carré de production

Le carré est l'unité de base d'une exploitation de production. Il est délimité par des routes ou des allées (Figure 17). Sa superficie est assez réduite (2 à 4 hectares) pour permettre de réaliser au moins une journée complète de travail homogène concernant les tâches de plantation, désherbage, fertilisation, applications de pesticides etc (Lassoudière, 2007).

4.1.2- Secteur de production

Le secteur est composé de plusieurs carrés. Sa superficie globale varie de 20 à 40 ha de bananeraie d'un seul tenant et constitue une unité de production et d'organisation fondamentale disposant d'un personnel permanent organisé en équipes (phytosanitaire, agronomique, soins aux fruits, etc.) pour exécuter des tâches spécialisées (Lassoudière, 2007).

4.1.3- Bloc de production

Le bloc est une unité technique et administrative pratiquement autonome. Il comprend un chef de bloc chargé de gérer :

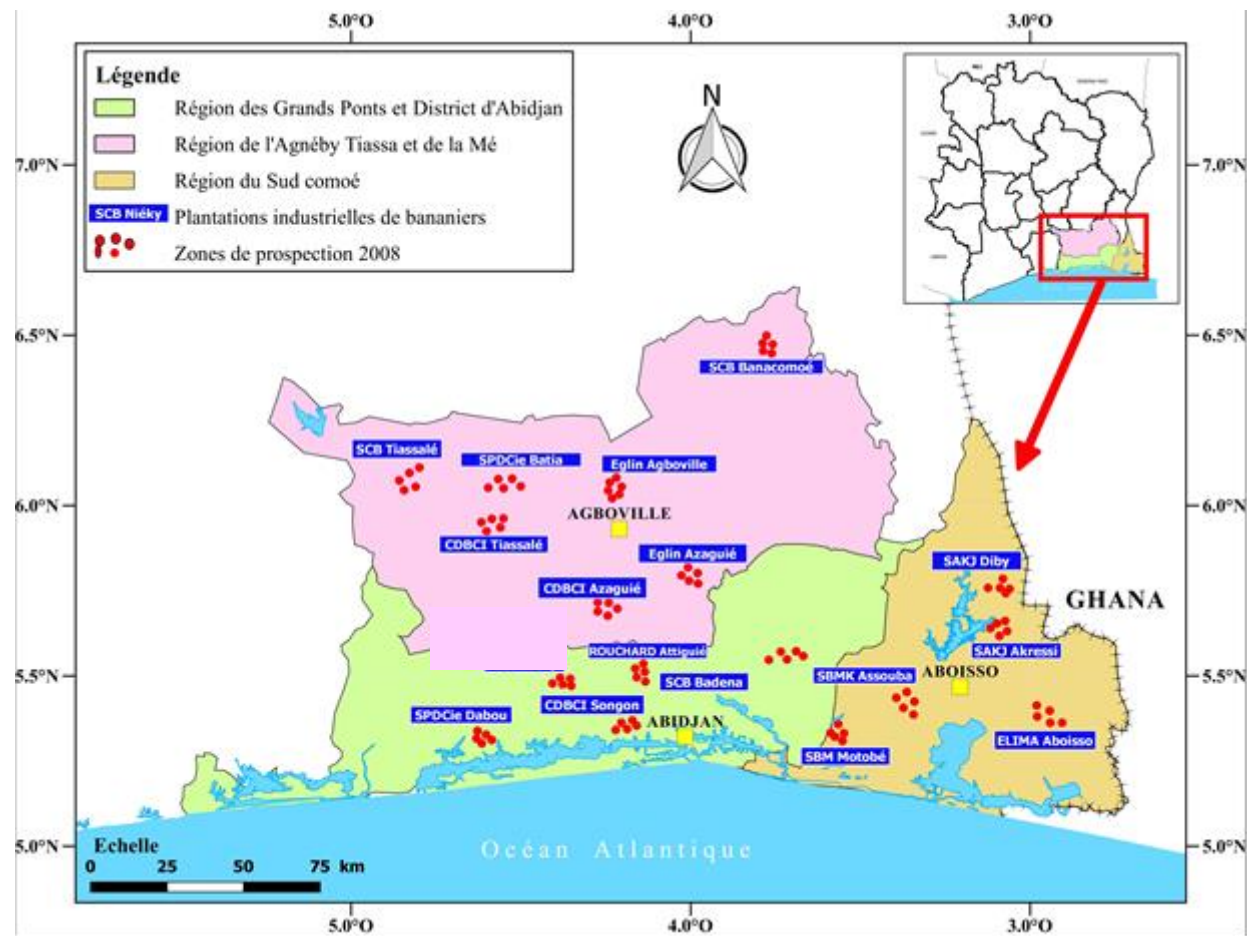


Figure 16 : Répartition des bananeraies prospectées dans les trois bassins traditionnels de production industrielle.

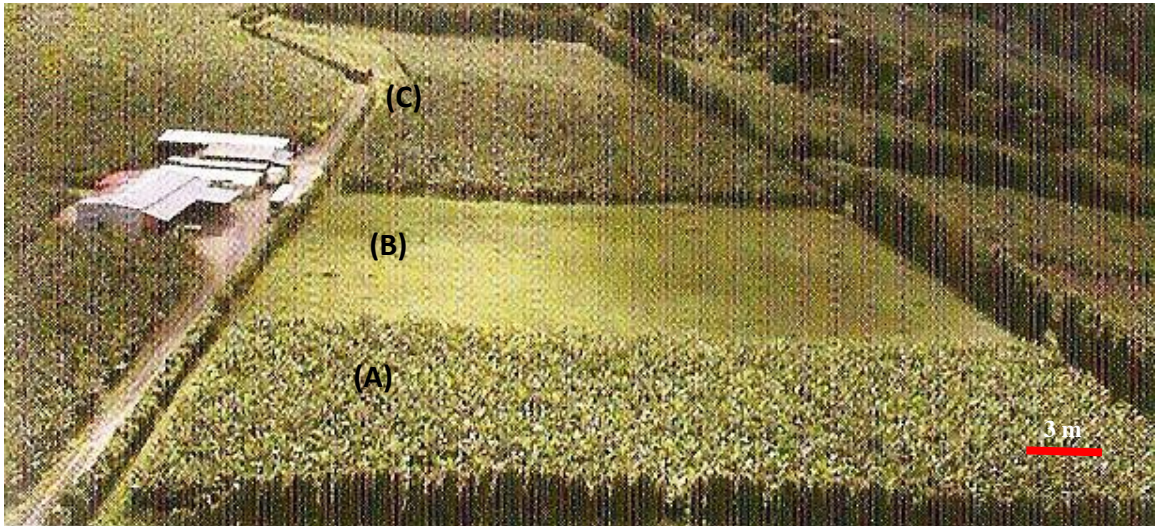


Figure 17: Vue aérienne de carrés de production industrielle de banane dessert (A-C) (Source : Lassoudiere, 2007).

i) 3 à 4 secteurs pouvant couvrir 60 à 150 ha de bananeraies ; *ii)* une station d'emballage destinée à confectionner les colis pour les expéditions (au moins 2 000 cartons/jour) ; *iii)* un parc de matériel roulant (tracteurs + remorques ou camions) ; *iv)* 100 à 300 employés salariés (Lassoudière, 2007).

4.2- Sols des bassins de production de banane dessert

En Côte d'Ivoire, les exploitations industrielles de banane d'exportation sont installées sur une large gamme de substrats (Dabin et Le Neuf, 1960). D'après ces auteurs, l'altération de différentes roches mères (Figure 18) sont à l'origine des sols de culture.

4.2.1- Sols sur schistes birrimiens

Les secteurs bananiers d'Azaguié et d'Agboville (Bassin de production de l'Agneby-Tiassa) représentent la zone d'extension maximum des bananeraies sur socle schisteux. Ces sols se caractérisent par un horizon superficiel sableux à sablo-argileux, de 10 à 40 cm surmontant un horizon parfois très caillouteux (Dabin et Le Neuf, 1960).

4.2.2- Sols sur granites

Les sols de bananeraies sur granites sont représentés dans le secteur situé au nord du bassin de production de l'Agneby-Tiassa. Ces sols ont une répartition des horizons assez voisine de ceux de la zone schisteuse. Toutefois, ceux-ci se distinguent par une fraction graveleuse qui est souvent moins importante par suite d'une densité moins grande de quartz dans la roche mère (Dabin et Le Neuf, 1960).

4.2.3- Sols sur sables tertiaires

Les sols sur sables tertiaires sont représentés dans le secteur situé dans le bassin du District d'Abidjan et Grands Ponts. Bien qu'ayant des propriétés physico-chimiques souvent moins favorables pour l'extension des bananeraies, les plantations ont été installées sur ces sols pour différentes raisons non pédologiques (climat favorable et facilités de transport). Ces sols sont en général très homogènes en surface et en profondeur par suite d'une roche mère meuble et très profonde constituée d'un matériau sablo-argileux (Dabin et Le Neuf, 1960).

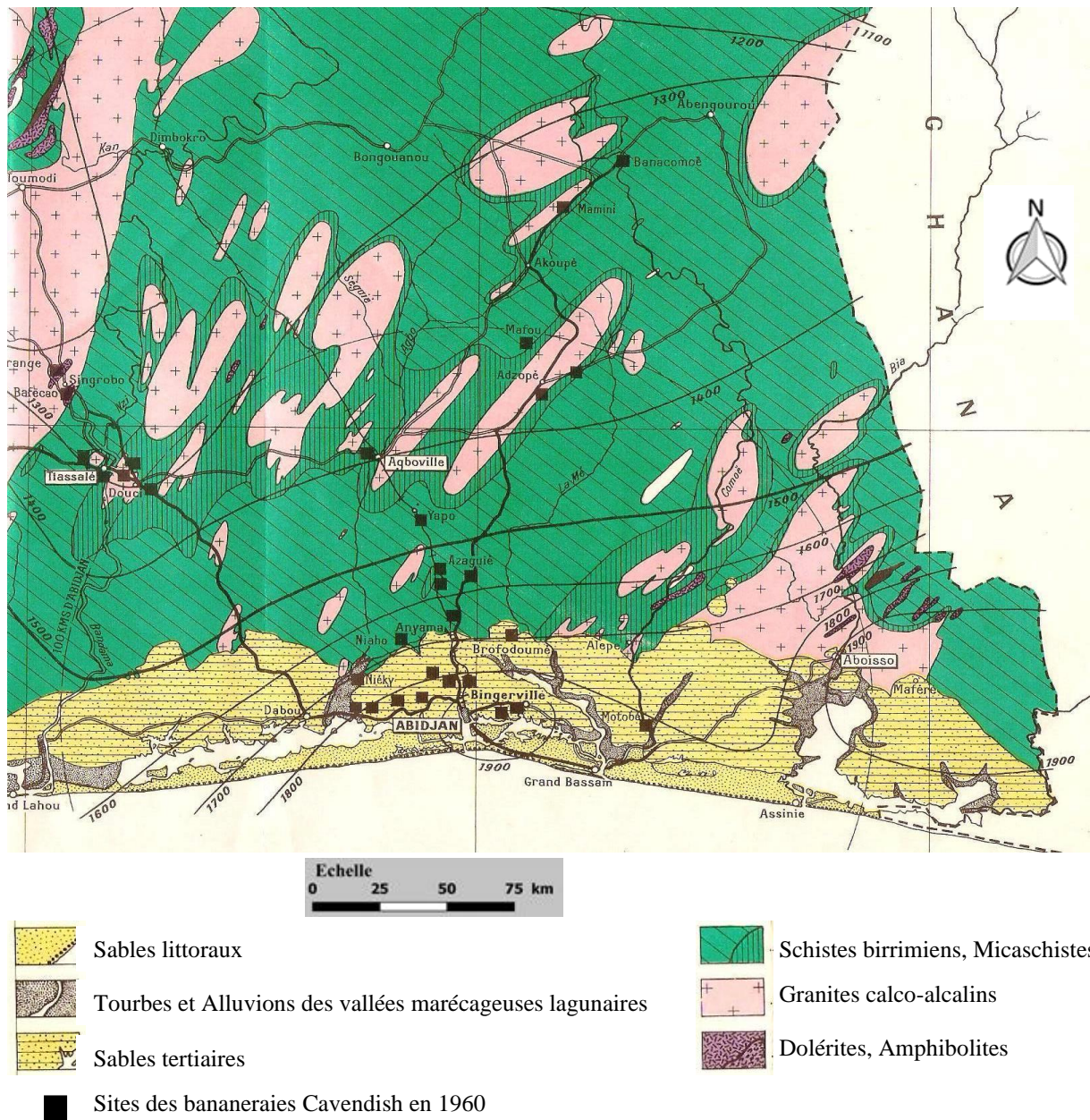


Figure 18: Situation géologique du Sud-Est de la Côte d'Ivoire, correspondant à la zone de concentration des principaux bassins de production industrielle de banane Cavendish. (Source : Dabin et Le Neuf, 1960)

4.2.4- Sols sur alluvions fluviales

Les terrasses alluviales des grands cours d'eau de Côte d'Ivoire notamment les fleuves Comoé, Bandama et Sassandra ont été choisies pour l'installation de bananeraies : SCB Banacomé (Région de l'AGNEBY-TIASSA) et SBM (Région du SUD COMOE) sont respectivement situées en amont et en aval du fleuve Comoé ; SPDCie Batia (Région du DISTRICT ABIDJAN & Grds PONTS) en amont et SCB Fleuve (Région du DISTRICT ABIDJAN & Grds PONTS) en aval sont également implantées le long du fleuve Bandama. Ces sols sont profonds, en général à texture limono-argileuse. Ils sont caractérisés par une hydromorphie temporaire de profondeur et parfois de surface. Leur engorgement est combattu par des techniques appropriées de drainage pour la culture bananière. La proximité de réserve d'eau a permis aux planteurs de s'installer dans des zones moins favorables au point de vue climatique mais où les possibilités d'irrigation sont assurées (Dabin et Le Neuf, 1960).

4.2.5- Sols tourbeux

Les sols sur tourbes sont localisés dans la vallée du Niéky (DISTRICT D'ABIDJAN & Grds PONTS). Ces sols se caractérisent par une teneur en matière organique beaucoup plus élevée que les différents sols évoqués précédemment. Cette tourbe est souvent mélangée avec une proportion variable d'argiles. Ce substrat se subdivise en : *i*) Tourbes profondes comprenant plus de 40% de matières organiques issues de forêt à *Symphonia*, ou de *Raphia*; *ii*) Tourbes sur argiles compactes composées de proportions variables de mélange de matières organiques et d'argiles (Dabin et Le Neuf, 1960).

Pour des raisons d'ordre pratique, les sols des bananeraies en Côte d'Ivoire sont connus sous le vocable de "sols minéraux" pour les substrats de culture issue d'une roche mère et de "sols organiques ou tourbeux" pour ceux qui contiennent de forte proportion de tourbes (Kobenan, 2000).

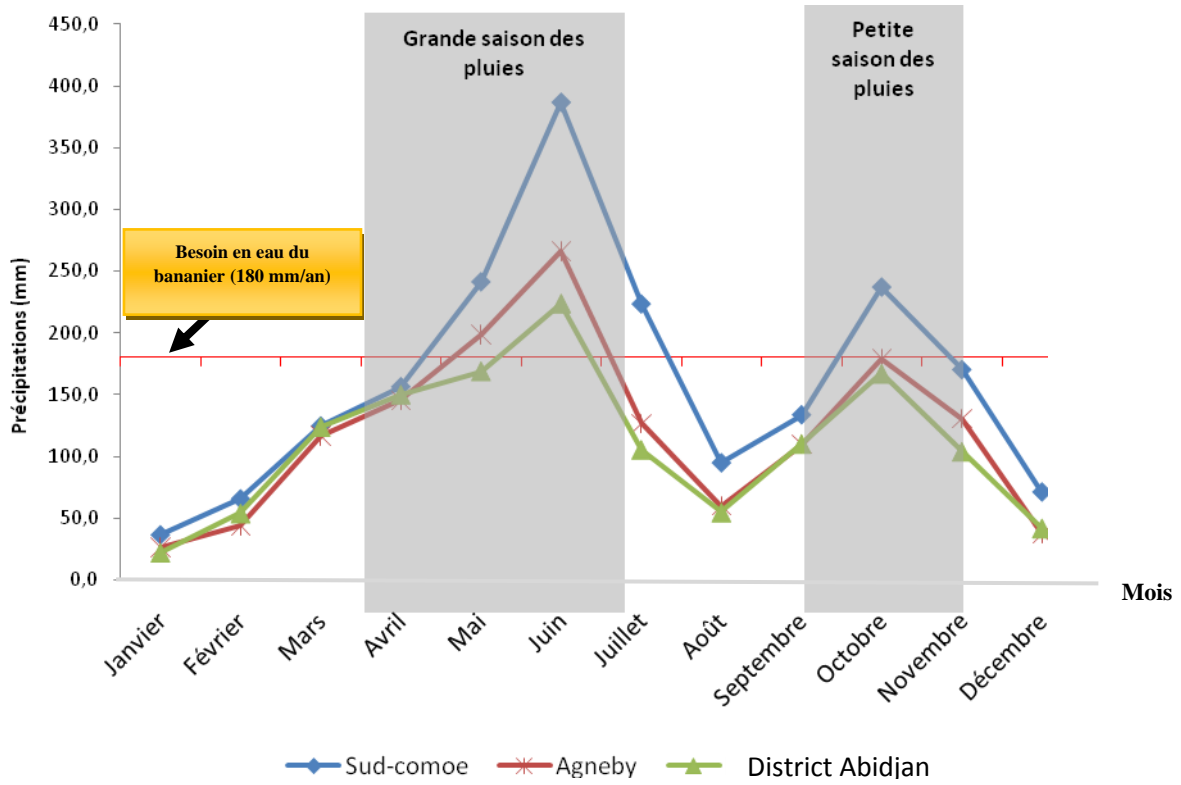


Figure 19: Pluviométries moyennes mensuelles enregistrées dans les bassins de production industrielle de banane dessert (Source : SODEXAM période 1981-2010)

4.3- Climat des zones de culture

Les trois bassins de production sont localisés dans la moitié Sud forestier de la Côte d'Ivoire. Le climat de cette zone est de type guinéen forestier qui se caractérise par une courbe pluviométrie bimodale (Figure 19), dont le premier mode est centré sur le mois de juin et le second sur le mois d'octobre (Quénéhervé, 1989). La grande saison sèche, s'étale de mi-novembre à début mars et la petite saison sèche correspond à une période fraîche et nébuleuse allant de mi-juillet à début octobre. Ces deux saisons sèches, séparent les deux saisons pluvieuses. Cette succession de saisons entraîne une répartition mensuelle des pluies qui ne permettent pas de satisfaire en termes de quantité et de répartition de pluies, les besoins en eau des bananiers (Figure 19) surtout en périodes de sécheresse. Pour bénéficier d'une opportunité d'irrigation, les bananeraies sont généralement établies près de grands cours d'eau du pays dont les plus exploités sont le Badama, la Comoé et le N'Zi (Champion, 1960 ; OCAB, 2000).

En ce qui concerne les températures, elles sont comprises entre 23 et 28°C. D'après Lassoudière (2007), ces variations thermiques ne représentent pas une contrainte majeure pour la bonne croissance et le développement des bananiers en Côte d'Ivoire.

4.4- CONCLUSION PARTIELLE

Les trois bassins traditionnels de production de banane dessert sont concentrés dans un rayon de 200 km autour du quai fruitier situé au port d'Abidjan. Cette zone de production présentent une grande diversité de sols. Cependant, la localisation des bananeraies à proximité de grands cours d'eau, représente pour celles-ci une opportunité d'irrigation qui permet de satisfaire le besoin annuel en eau de la plante.

CHAPITRE V : MATERIEL

5.1- ANALYSE DES PEUPLEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES

Cette étude vise à repertorier les principales espèces de nématodes associées aux bananiers. Sur la base d'une prospection des bananeraies, notre investigation a été réalisée dans dix sept exploitations réparties dans trois Régions administratives (Figure 16), du 02 Avril au 30 Mai 2008 (Annexe 1). Cette étude a utilisé différentes approches methodologiques pour savoir : *i*) le poids démographique, la répartition et la distribution des principales espèces de nématodes en bananeraies *ii*) le statut d'hôtes de la flore associée aux bananeraies vis-à-vis des nématodes, *iii*) le profil de pérennisation des bananeraies en relation avec la nématofaune, *iv*) l'interaction entre *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* (endoparsites migrants).

5.1.1- Matériel biologique

➤ Matériel végétal

Les bananeraies ivoiriennes utilisent un nombre restreint de variétés. Ce sont par ordre d'importance décroissante (Tableau IV), les cultivars *Grande Naine* (81,49 %), *Poyo* (17,66 %) et *William* (0,85 %). Généralement, le cycle de culture chez le cultivar *Grande Naine* est d'environ 9 à 12 mois (Daniells *et al.*, 2001). Ces différents cultivars font l'objet de reproduction végétative massive en laboratoire (vitroculture) pour servir de matériel de plantation indemne de nématodes (Mateille et Foncelle, 1988 ; Marie *et al.*, 1993). Beaucoup d'exploitations industrielles en Côte d'Ivoire (OCAB, 2000), s'approvisionnent en Europe ou en Israël auprès de laboratoires spécialisés en culture des tissus. Ce matériel de plantation est réceptionné au stade de très jeunes plants et le grossissement (Figure 20) avant la plantation a été réalisé chez les exploitants industriels par des équipes spécialisées sous des ombrières appropriées.

➤ Flore adventice observée dans les bananeraies

Les principales adventices associées aux bananeraies industrielles ont fait l'objet d'un inventaire floristique. Parmi ces mauvaises herbes, une attention a été accordée à celles dont les racines hébergent les nématodes de bananiers.

Tableau IV: Cultivars de bananiers dessert communément plantés dans les principaux bassins de productions de Côte d’Ivoire.

Plantations/Région	Cultivars par plantation (%)		
	<i>Grande Naine</i>	<i>William</i>	<i>Poyo</i>
Aboisso (SUD COMOË)			
<i>SBMK_Aboisso</i>	<i>1</i>	-	<i>99</i>
<i>SAKJ_Akressi</i>	<i>100</i>	-	-
<i>SAKJ_Diby</i>	<i>100</i>	-	-
<i>ELIMA_Aboisso</i>	<i>60</i>	-	<i>40</i>
<i>SBM_Motobé</i>	<i>87</i>	<i>13</i>	-
Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS)			
<i>SCB_Niéky</i>	<i>99</i>	<i>1</i>	-
<i>SPDCie_Dabou</i>	<i>100</i>	-	-
<i>SCB_Badema</i>	<i>99</i>	<i>1</i>	-
<i>ROUCHARD_Tagbadié</i>	<i>100</i>	-	-
<i>CDBCI_Dabou</i>	<i>100</i>	-	-
Agboville (AGNEBY TIASSA)			
<i>SCB_Banacomoé</i>	<i>100</i>	-	-
<i>SCB_Tiassalé</i>	<i>100</i>	-	-
<i>CDBCI_Tiassalé</i>	<i>99</i>	<i>1</i>	-
<i>EGLIN_Agboville</i>	<i>100</i>	-	-
<i>EGLIN_Azaguié</i>	<i>100</i>	-	-
<i>SPDCie_Batia</i>	<i>100</i>	-	-
<i>CDBCI_Azaguié</i>	<i>87</i>	-	<i>13</i>
Proportion générale (%)	<i>81,49</i>	<i>0,85</i>	<i>17,66</i>



Figure 20 : Matériel végétal de plantation constitué de vitro plants en phase de grossissement chez les exploitants industriels de banane dessert.

5.1.2- Matériel animal

➤ *Radopholus similis* (Cobb, 1893) Thorne, 1949.

Radopholus similis appelé "nématode foreur des racines de bananier" (Tableau V) est un nématode endoparasite migrateur, de la famille des Pratylenchidae. Il fait tout son cycle de vie à l'intérieur de la cellule parasitée. Le choix de *R. similis* se justifie par le fait qu'il a été longtemps considéré comme le nématode le plus important au plan économique, depuis les premières prospections faunistiques de Luc et Vilardebo (1961). Les mâles sont assez rares. La vulve est médiane, à 50 ou 60 % de la longueur du corps. Les tubes génitaux chez les femelles sont au nombre de deux et sont développés. La queue chez les femelles est un peu conoïde et allongée, avec une terminaison arrondie. La queue chez les mâles est allongée, conoïde, arquée ventralement (Luc et Machon, 1990).

➤ *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Filip'Jev & Schuurmans Stekhoven, 1941

Pratylenchus coffeae (Tableau V) est un nématode à nécrose racinaire. C'est un nématode endoparasite migrateur de la famille des Pratylenchidae qui fait tout son cycle de vie à l'intérieur de la cellule parasitée comme *R. similis*. Le choix de *Pratylenchus coffeae* se justifie car il a le même profil trophique que *R. similis* et les prospections faunistiques des années 80, rapportent que cette espèce était peu fréquente et peu abondante dans le verger (Sarah, 1985 ; Adiko, 1988 ; Fargette & Quénéhervé, 1988). Cependant, des études plus récentes ont mis en évidence une évolution de la prévalence de cette espèce dans certaines plantations en Côte d'Ivoire (Loubana et al. 2007 ; Gnonhourri et Adiko, 2008). La queue chez les mâles est convexe, conoïde. Les bourses s'étendent jusqu'à l'extrémité de la queue. La vulve est nettement postérieure, à 70 ou 80 % de la longueur du corps. Seul le tube génital antérieur est développé chez les femelles. La queue chez les femelles est conoïde, ventralement concave (Roman et Hirschmann, 1969).

Tableau V : Caractères distinctifs des deux nématodes endoparasites migrants ; *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* (Hunt et al., 2005)

Caractères morphométriques	Espèces de nématodes endoparasites migrants	
	<i>Radopholus similis</i>	<i>Pratylenchus coffeae</i>
Occurrence des mâles	assez rares	communs
Position de la vuve	médiane, 50-60 % de la longueur du corps	nettement postérieure à 70-80 % de la longueur du corps
Nombre de tubes génitux chez la femelle	deux, équitablement développés	seul le tube antérieur est développé
Forme de la queue chez la femelle	un peu conoïde et allongée avec terminaison arrondie	conoïde, ventralement concave, terminaison grossièrement arrondie tronquée ou irrégulièrement crénelée
Forme de la queue chez le mâle	allongée, conoïde, arquée ventralement, bourse s'étendant sur les 2/3 de la longueur de la queue	convexe, conoïde, bourse s'étendant jusqu'à l'extrémité de la queue

5.1.3- Matériel technique

Le matériel technique est constitué de matériel et de produits de laboratoire utilisés pour l'extraction, l'identification et le dénombrement des nématodes (Tableau VI)

5.2- Stratégie de gestion de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* par la rotation culturale à base de *Tithonia diversifolia*

Cette étude vise à comprendre les relations entre *Tithonia diversifolia*, les nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) et les bananiers en vue d'intégrer cette Asteraceae dans l'agrosystème. Nos investigations ont été conduites suivant différentes approches méthodologiques en deux étapes. Une expérimentation a eu lieu en serre (milieu contrôlé), suivie d'essais en bananeraie (milieu réel) pour *i*) la pratique de la jachère à base de *Tithonia diversifolia* et *ii*) l'arrière-effet de *T. diversifolia* en replantation de vitro plants de bananiers.

5.2.1- Matériel biologique

➤ Matériel végétal

Les vitro plants de bananiers (Figure 20) de la variété *Grande Naine* qui représente 81,49 % (Tableau IV) des cultivars utilisés dans les exploitations industrielles en Côte d'Ivoire (OCAB, 2000), ont servis de matériel d'expérimentation en serre et en bananeraie.

T. diversifolia (Asteraceae), une adventice non indigène et invasive disponible partout en Côte d'Ivoire (Tiébré *et al.*, 2012), en bordure des axes routiers et des terrains vagues (Figure 14) a servi à réaliser des pépinières pour les essais (en serre et en bananeraie).

5.2.2- Matériel animal

Radopholus similis et *Pratylenchus coffeae*, deux espèces de nématodes endoparasites migrants déjà décrites (§5.1.2) ont été choisies en raison de : *i*) leur importance économique en culture de banane à travers le monde (Bridge, 1993) et *ii*) la position dominante du poids démographique observée dans le chapitre V en ce qui concerne ces deux espèces.

5.2.3- Matériel technique

Le matériel technique présenté dans le précédent chapitre (§5.1.3) ont également été utilisés pour l'extraction, l'identification et le dénombrement des nématodes (Tableau VI).

CHAPITRE VI : METHODES

6.1- EXPERIMENTATION 1 : ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES

6.1.1- Echantillonnage dans les carrés de bananiers

Vingt bananiers, ont été choisis de manière aléatoire par carré pour réaliser un échantillon composite de racines. A l'aide d'une pelle bêche, les racines ont été récoltées dans les 30 premiers cm d'une carotte de sol prélevée au pied d'un bananier de préférence porteur de régime. Environ 500 g de racines ont été ainsi collectés sur 20 bananiers de chaque carré et mis dans un sachet polyéthylène qui est étiqueté. Ces sachets d'échantillons ont été rangés dans des glacières et transportés au laboratoire pour les travaux d'extraction des nématodes.

6.1.2-Extraction des nématodes des racines par la double centrifugation

Cette méthode a été mise au point par Jenkins (1964), adaptée par la suite par Coolen et d'Herde (1972) et Sarah et Boisseau (2008). Elle consiste à extraire les nématodes de façon passive, en fonction de leurs caractéristiques physiques (taille et densité). Les racines des plants sont lavées délicatement sous un jet d'eau, puis découpées en morceaux de 1 cm environ et pesées. L'extraction des nématodes se déroule en deux phases (Figure 21).

➤ Phase 1 : centrifugation au kaolin et à l'eau

Le volume de racines (aliquote de 50 g) ainsi obtenu par plant a été broyé pendant 15 s au mixeur de cuisine (Edelstahl AFK SME - 700) en présence de 250 ml d'eau. Le broyat obtenu a été filtré sur trois tamis de diamètre de mailles respectives : 125 ; 50 et 25 μm . Le premier tamis recueille les débris grossiers de végétaux et les deux autres, la matière organique fine et les nématodes. A l'aide d'un jet d'eau, les nématodes et la matière organique fine ont été recueillis dans un godet dans lequel sont ajoutés 10 g de kaolinite.

Tableau VI: Matériel et produits de Laboratoire utilisés pour l'extraction, l'identification et le dénombrement de nématodes parasites des racines.

Eléments techniques d'extraction des nématodes des racines	
<i>Type de matériel</i>	<i>Usages</i>
MATERIEL DE LABORATOIRE	
Couteau de cuisine	Découpe des racines en morceaux de 1 cm pour faciliter l'homogénéisation et la prise d'aliquote (50 g)
Vibreux (Prolabo)	Homogénéisation des solutions d'analyses
Mixeur (Edelstahl AFK SME- 700)	Broyage des échantillons de racines
Balance électronique (Startorius 1020)	Pesées des échantillons de racines infestées
Tube à essai (Pyrex 1,4 cm x 1,4 cm)	Recueil de la suspension de nématodes extraits des racines
Centrifugeuse (Jouan C412)	Séparation des nématodes des débris végétaux
Tamis	Filtration des nématodes extraits de racines broyées
Lame à comptage de Peters	Dénombrement des nématodes
Microscope optique (Wild Heerbrugg)	Identification des nématodes
PRODUITS CHIMIQUES	
Kaolinite	Fixation des nématodes
Sulfate de Magnésium	

Le mélange a été ensuite homogénéisé au vibreur puis centrifugé à 2500 tours/min pendant 4 min (Sarah et Boisseau, 2008). Cette première étape de la centrifugation permet de séparer les nématodes concentrés dans le culot, tandis que les débris végétaux sont retenus dans le surnageant.

➤ **Phase 2 : centrifugation au sulfate de magnésium et au kaolin**

L'eau a été éliminée et remplacée par une solution de sulfate de magnésium de densité comprise entre 1,15 et 1,18. Le mélange culot-sulfate de magnésium, après homogénéisation au vibreur, est centrifugé de nouveau à 3000 tours/min pendant 2 min. Les nématodes se retrouvent en surface dans le surnageant car le sulfate de magnésium a une densité supérieure à celle des nématodes. Les nématodes contenus dans le surnageant sont récupérés sur un tamis de 5 µm de mailles. Le refus du tamis contenant les nématodes est recueilli en suspension dans 100 ml d'eau dans un tube à essai. Après 2 h de décantation, le surnageant est aspiré à l'aide d'une pompe à eau pour ajuster le volume de la suspension à 25 ml. Après agitation, un aliquote de 2 ml est transféré à l'aide d'une pipette sur une lame de comptage pour le dénombrement des nématodes au microscope optique.

➤ **Dénombrement des nématodes**

Une fois extraits des racines, les nématodes sont collectés dans un faible volume d'eau, dans un tube gradué. Après une heure minimum de décantation, le volume est ramené par une pompe à 25 ou 50 ml selon la densité des nématodes.

L'homogénéisation de la suspension est réalisée au moyen d'un aérateur. Les nématodes sont dénombrés, sous la loupe binoculaire (grossissement x40), dans une aliquote de 5 ml placée sur une plaque de plexiglas quadrillée (Merny et Luc, 1969). La population dénombrée " **X** " (après 3 comptages au moins par échantillon) d'une espèce donnée, est exprimée pour 100 grammes de racines selon la formule :

$$X = \frac{a * b}{p * 3} * 100$$

Avec "a" représentant le volume d'eau de dilution et "b" la somme des trois comptages de nématodes pour un poids "p" donné de racines (50 g généralement).

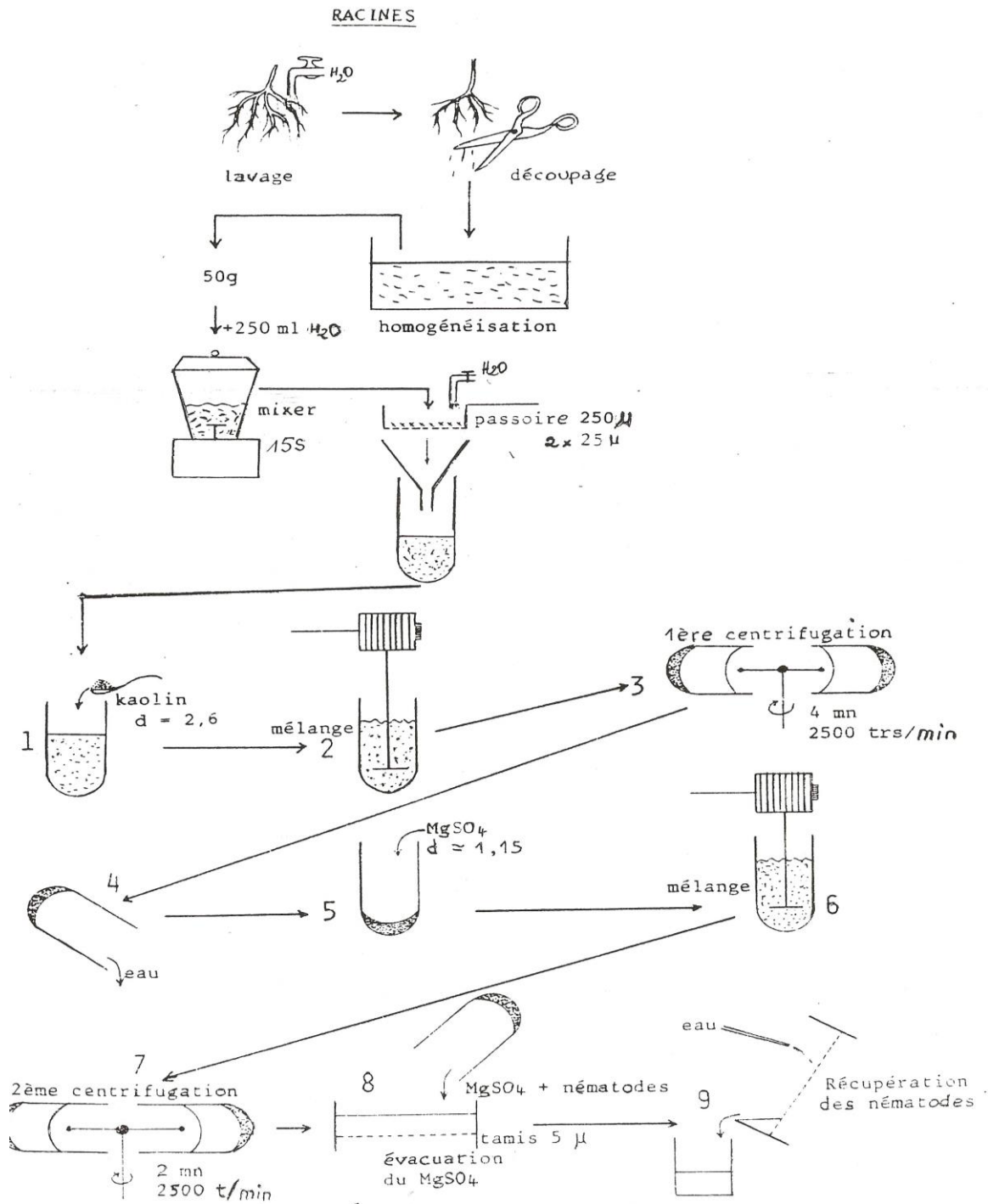


Figure 21 : Schema de la méthode d'extraction des nématodes par centrifugation (Sarah et Boisseau, 2008)

6.1.3- Fréquence et abondance des principales espèces de nématodes parasites dans les plantations de bananier dessert

L'importance des espèces de nématodes répertoriées lors de la prospection a été classée en fonction de leur fréquence et de leur abondance (Fortuner et Merny, 1973). La fréquence est définie comme étant le nombre d'échantillons dans lesquels une espèce est présente ; tandis que l'abondance, correspond au logarithme de la population moyenne de l'espèce observée dans les échantillons (Adiko et N'Guessan, 2001). Par ailleurs, sur la base du seuil de tolérance des bananiers aux nématodes initialement fixé dans les années 70 (Guérout, 1972) uniquement avec *R. similis* ; l'échelle du diagramme "Fréquence & Abondance" de Fortuner et Merny (1973) a été modifiée compte tenu du contexte nouveau de cohabitation de *R. similis* et *P. coffeae coffeae* qui prévaut dans les bananeraies ivoiriennes (Adiko et N'Guessan, 2001 ; Gnonhour et Adiko, 2008). Selon ces auteurs, les seuils adaptés du diagramme ont été fixés pour "la Fréquence" et "l'Abondance" respectivement à 40 % au lieu de 30 % et 1,5 au lieu de 3 permettant ainsi de déterminer quatre classes démographiques (Figure 22) :

- **Classe 1** : **Espèces fréquentes et abondantes** (partie supérieure droite du diagramme) ;
- **Classe 2** : Espèces fréquentes mais non abondantes (partie inférieure droite du diagramme) ;
- **Classe 3** : Espèces non fréquentes mais abondantes (partie supérieure gauche de diagramme) ;
- **Classe 4** : Espèces non fréquente et non abondante (partie inférieure gauche du diagramme).

6.1.4- Distribution spatiale des principales espèces de nématodes dans les bananeraies

L'analyse des populations animales du sol par le biais des indicateurs de tendance de la statistique descriptive, notamment : *i*) la moyenne "tendance centrale" (\bar{x}) et *ii*) la variance "tendance de dispersion" (s^2), permet de distinguer selon Vannier et Cancela Da Fonseca (1966) trois types de distributions spatiales (Figure 23) :

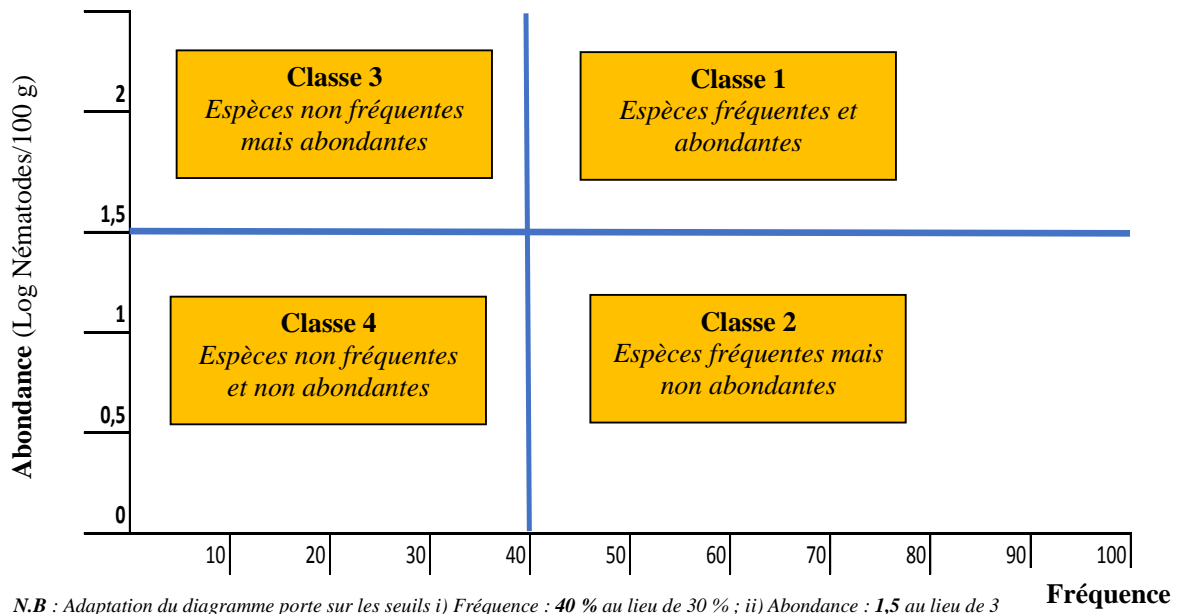


Figure 22 : Diagramme de Fréquence et Abondance, regroupant les populations de nématodes en quatre classes démographiques. D'après Fortuner et Merny (1973) adapté par Adiko et N'Guessan (2001) ; Gnonhoury et Adiko (2008)

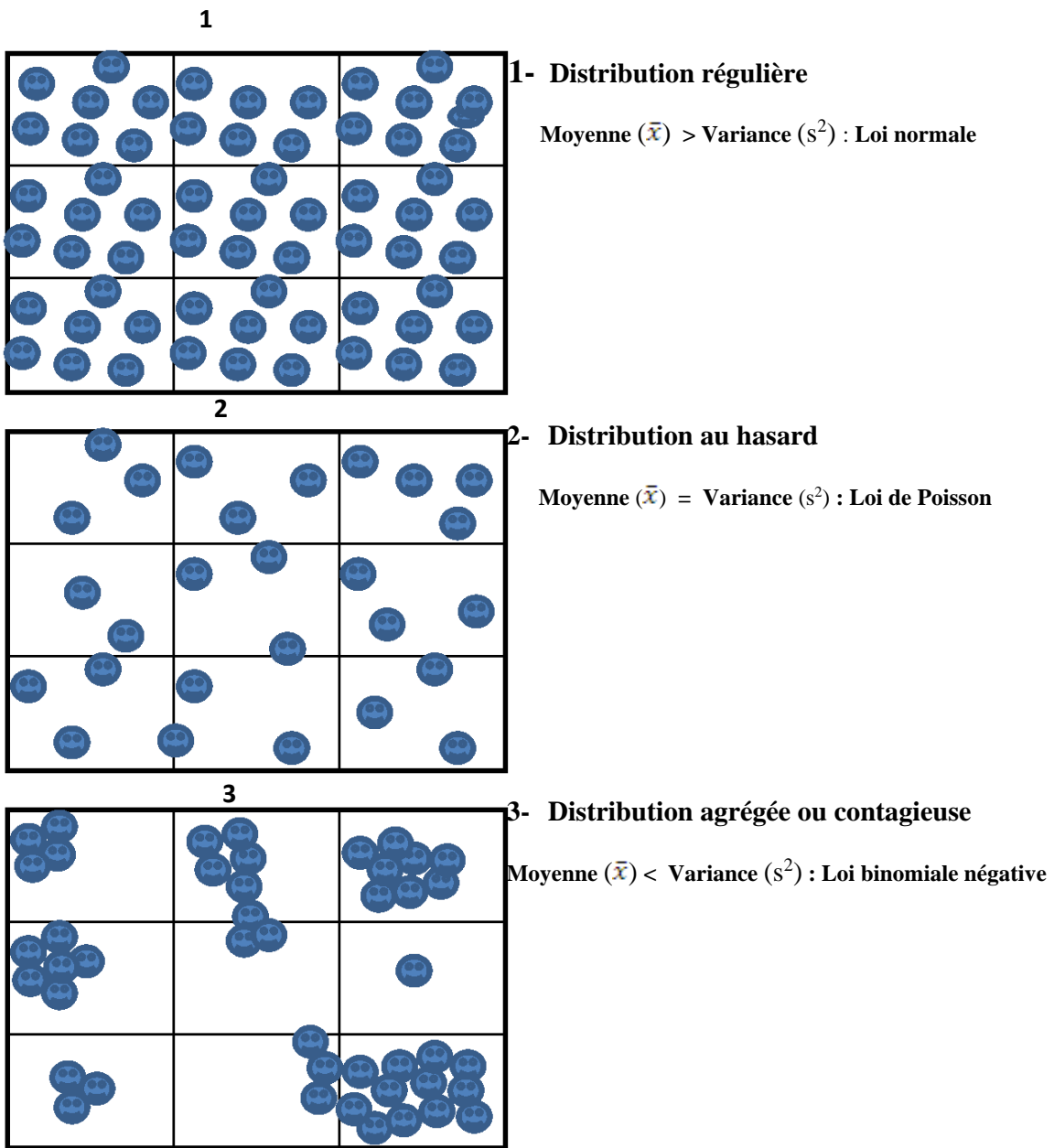


Figure 23 : Types de distribution spatiales des animaux du sol. D'après Vannier et Cancela Da Fonseca (1966)

- **Uniforme** lorsque les individus sont régulièrement répartis de sorte qu'un seul échantillon suffit pour déceler l'espèce. Dans ce cas, la moyenne (\bar{x}) des populations est supérieure à celles de la variance (s^2) et la distribution correspond à une loi normale ;

- **Au hasard** lorsque les individus sont répartis de façon aléatoire. La présence d'un individu en un point n'influence nullement la répartition des autres. Dans ce cas, la moyenne (\bar{x}) et la variance (s^2) des populations sont égales et la distribution observée correspond à une loi de Poisson ;

- **Contagieuse ou agrégée** lorsque les individus ne se répartissent pas complètement au hasard, mais forment des amas de plus forte densité. Dans ce cas, la variance (s^2) est plus élevée que la moyenne (\bar{x}) des populations et la distribution observée correspond à une loi binomiale négative.

Par ailleurs, la Loi de Puissance de Taylor (1961) avec l'équation : $(s^2) = a(\bar{x})^k$ permet également d'apprécier la distribution des populations animales du sol. La constante "a" est liée selon la littérature (Ferris, 1984 ; Taylor and *al.*, 1978) aux paramètres d'échantillonnage (aire de prospection, nombre d'échantillons). Le coefficient "k" correspond à l'indice d'agrégation des animaux du sol qui pour une spéculation donnée (Ferris and *al.*, 1990 ; Mahfouz and *al.*, 1995 ; Hervé and *al.*, 2005) demeure stable dans différentes exploitations conduites suivant le même système de culture. Dans le cas spécifique des nématodes (Hervé et *al.*, 2005) :

- si "k" tend vers zéro (0), alors la distribution est hautement agrégée [Loi binomiale négative avec $(\bar{x}) < (s^2)$] ;

- si "k" tend vers l'infini ($+\infty$), alors il s'agit d'une distribution aléatoire [Loi de Poisson avec $(\bar{x}) = (s^2)$].

6.1.5- Profil de la pérennisation des bananeraies industrielles en Côte d'Ivoire

Cette étude a été réalisée à partir des fiches de suivi des carrés de bananiers qui ont été régulièrement renseignées au niveau de chacune des 17 exploitations prospectées. Les informations recueillies ont porté sur les éléments suivants :

- dénomination de l'exploitation,
- surface cultivée par exploitation et le nombre de carrés emblavés,
- longévité des bananiers en culture continue par carré,

-
- type de la jachère en vigueur par exploitation et sa durée,
 - matériel végétal de plantation utilisé pour le renouvellement de la bananeraie

Pour l'obtention du profil de pérennisation, le taux de carrés en culture continue de bananiers (abscisse : X) a été mis en relation avec leur longévité de production (ordonnée : Y). A l'aide du Logiciel Excel, les courbes de pérennisation assistées par ordinateur ont été établies pour chacun des bassins de production. Le model retenu est celui qui a présenté le coefficient de détermination (R^2) le plus discriminant.

6.1.6- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies

L'inventaire floristique et l'analyse nématologique des racines des adventices, ont été réalisés dans les jachères spontanées de bananeraies du SUD-COMOE. La présence ou absence des espèces de mauvaises herbes a été relevée dans les carrés de bananiers en jachère, sur une surface de 50x50 cm matérialisée par une placette en bois. Celle-ci est placée de manière aléatoire sur la ligne ou entre les lignes des bananiers, à raison de cinq répétitions par carré. Chaque échantillon d'adventices collecté se compose de la partie aérienne et des racines prélevées dans les 30 premiers cm du sol. L'identification des espèces inventoriées sur place à l'aide de guides de détermination des adventices tropicales et d'Afrique de l'Ouest (Merlier et Montegut, 1982 ; Akobundu et Agyakwa, 1989 ; Aké-Assi, 2001 et 2002). Les racines sont mises en sachet, étiquetées et conservées en glacières pour l'extraction et le dénombrement des nématodes. Selon le niveau de population de nématodes par 100 grammes de racines, le statut d'hôte des adventices a été établi d'après l'échelle de Quénéherve et al. (1995):

- **mauvais hôte** : 0-10 individus de *R. similis*, *P. coffeae*, *H. multicintus*, *H. pararobustus* ou 0-100 individus de *Meloidogyne* spp
- **bon hôte** : 11-100 individus de *R. similis*, *P. coffeae*, *H. multicintus*, *H. pararobustus* ou 101-1000 individus de *Meloidogyne* spp
- **excellent hôte** : > 101 individus de *R. similis*, *P. coffeae*, *H. multicintus*, *H. pararobustus* ou > 1000 individus de *Meloidogyne* spp

6.1.7- Interactions entre *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en serre

➤ Prélèvement des populations de *R. similis* et *P. coffeae*

Les nématodes utilisés au cours de cette étude proviennent des racines infestées qui ont été collectées durant la phase de prospection faunistique. *R. similis* provient des échantillons de racines prélevées dans les bananeraies situées à Attinguié (Région du District Abidjan et Grands Ponts), tandis que *P. coffeae* a été collecté dans les bananeraies SAKJ localisées à Akressi (Région du Sud-Comoé).

➤ Désinfection des nématodes pour l'élevage

Les nématodes extraits des racines de bananiers, sont collectés par espèce, sous une loupe binoculaire, à l'aide d'une canne pourvue d'un morceau de ligne d'hameçon de 5 cm de long. Chaque femelle de nématode "pêchée", est recueillie dans une salière contenant de l'eau stérile. Sous une hotte à flux laminaire, les nématodes sont désinfectés au dichlorure de mercure (HgCl₂) à 0,01% et la suspension contenant chaque espèce de nématode est homogénéisée puis centrifugée pendant 3 mn à 2500 tours/mn. Dix (10) ml d'eau stérile sont ajoutés au culot. Le mélange culot-eau stérile est homogénéisé puis centrifugé à nouveau pendant 3 mn à 2500 tours/mn. Le surnageant est remplacé par une solution de streptomycine à 2 g/l. Le mélange surnageant streptomycine est homogénéisé puis centrifugé pendant 3 mn à 2500 tours/mn. Le culot est rincé deux fois avec de l'eau stérile. Les nématodes contenus dans le culot vont servir d'inoculum pour l'élevage des nématodes (Sarah et Boisseau, 2008).

➤Élevage de nématodes sur rondelles de carottes

Des carottes fraîches sans lésions sont sélectionnées et lavées soigneusement dans une solution chlorée à 1 %. Sous une hotte à flux laminaire, les carottes sont trempées dans de l'alcool à 95 °C, pendant 10 secondes puis flambées pendant 2 s. Ces carottes ont été débarrassées de leurs extrémités avant d'être épluchées. Elles sont ensuite découpées en tranches de 1 à 2 cm d'épaisseur. Chaque tranche est percée avec un emporte-pièce de 0,5 cm de diamètre. Les rondelles sont disposées verticalement d'un bord à l'autre juste au-dessus de la gélose dans des boîtes de Pétri. Celles-ci sont conservées pendant une semaine à 28 °C pour éviter les contaminations. La durée de culture a été de huit semaines (Villain, 2000).

➤ **Inoculum de nématodes pour l'inoculation des plants**

Sous une hotte à flux laminaire, une ou plusieurs gouttes de la suspension de *Radopholus similis* ou de *Pratylenchus coffeae* désinfectés sont déposées sur les rondelles de carottes, à raison de 20 femelles de chaque espèce par disque de carottes. Les boîtes de Pétri contenant les disques inoculés sont scellées avec du parafilm et placées à l'obscurité dans une étuve à 28 °C. Après huit semaines de culture monoxénique, les rondelles sont passées au mixeur deux fois, pendant 10 s (avec un intervalle de 5 s) et passées à travers des tamis de mailles de 25 et 106 µm. Les tissus de carotte collectés sur le tamis de mailles de 106 µm constituent le refus. Les nématodes sont récoltés sur le tamis de mailles de 25 µm. Les nématodes sont récupérés dans des salières par rinçage à l'eau distillée sous une hotte donnant ainsi une suspension prête pour l'inoculation des plants (Vawa et al., 2016).

➤ **Inoculation des vitro plants de bananiers et dispositif expérimental**

Les vitro plants de bananier de deux mois cv *Graine Naine* communément rencontrés dans les exploitations ont été transplantés dans des vase de végétation à raison d'un pied par pot. Les pots munis de trois trous de drainage à la base ont été remplis de substrat composé d'un mélange de 1/3 de sable et de 2/3 de tourbe préalablement stérilisé à 70 °C pendant 30 mn, à la vapeur selon la méthode de Bergerac (Messiaen et Lafon, 1970 ; Kosma, 2013). Les élevages monoxéniques de *R. similis* et *P. coffeae* ont été utilisés pour l'inoculation des pots. Elle a consisté à apporter à l'aide d'une pipette graduée, une suspension aqueuse de nématodes en trois points autour de chaque vitro plant de bananier. Les traitements réalisés ont comporté différentes modalités :

➤ **Inoculations simples** avec 5 niveaux :

- Témoin sans nématodes
- 1 000 *R. similis* (Rs₁),
- 1 000 *P. coffeae* (Pc₁),
- 5 000 *R. similis* (Rs₂),
- 5 000 *P. coffeae* (Pc₂).

➤ **Inoculations doubles** avec 4 niveaux :

- Témoin sans nématodes
- 1 000 *R. similis* + 5 000 *P. coffeae* (Rs₁ + Pc₂),

○1 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae* (Rs₁+ Pc₁),

○5 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae* (Rs₂+Pc₁).

Chaque traitement est composé de 15 plants dans l'optique de réaliser 3 dépotages. Ceux-ci ont eu lieu à 30, 60 et 90 jours après inoculations des nématodes à raison 5 plants/dépotage; soit au total 135 vitro plants de bananiers disposés en serre en blocs aléatoires complets (Figure 24). Les plantules ont reçu un arrosage avec l'eau courante tous les 2 jours, sans apport de fertilisation.

➤ **Indice d'accroissement des populations de *Radopholus similis* et de *Pratylenchus coffeae***

Après chaque dépotage, le dénombrement des deux espèces a été effectué à la loupe binoculaire pour calculer l'indice d'accroissement (**IC**) des populations selon la formule de Khan *et al.* (1986):

$$\mathbf{IC} = \frac{Pf - Pi}{Pi}$$

Avec *Pf* désignant la population finale à chaque dépotage et *Pi* la population correspondant à l'inoculation initiale.

➤ **Incidence de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* sur la croissance végétative des bananiers**

A chaque dépotage des plants, l'effet des nématodes sur la croissance végétative a été apprécié à travers les caractéristiques de croissance (Anno, 1981 ; Herrera et Aristizabal, 2003). Les paramètres suivants ont fait l'objet de mensuration, à savoir le poids du plant (en gramme), le poids des racines (en gramme) et le nombre de racines.



Figure 24 : Dispositif en vase de végétation réalisé en serre, pour l'expérimentation de l'interaction *R. similis* - *P. coffeae* sur les vitro plants de bananiers

6.2- EXPERIENCE 2 : STRATEGIE DE GESTION DE *R. SIMILIS* ET *P. COFFEAE* PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE *TITHONIA DIVERSIFOLIA*

6.2.1- Etude du statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* en serre

➤Bouturage de *Tithonia diversifolia*

En serre, les conditions d'humidité et de température ont varié respectivement entre 80-90 % et 27- 28 °C, à la Station CNRA de Bimbresso. Les boutures ont été obtenues à partir des tiges de *T. diversifolia* collectées en bordure de l'axe routier Dabou-Bimbresso. Chaque partie proximale de la tige qui compte un nombre plus important d'yeux dormants que la zone distale, a été sectionnée en plusieurs boutures de 10 cm de long chacune. A partir de ces boutures, une pépinière a été établie (Figure 25A) avec du substrat (1/3 de sable + 2/3 limon) mis en sachet de 1 litre et préalablement stérilisé à la vapeur (Messiaen et Lafon, 1970).

➤Inoculation des nématodes aux plants debourrés de *T. diversifolia*

Après deux mois de pépinière, les plants enracinés et débourrés de *T. diversifolia* (Figure 25B) ont été inoculés. Chaque plantule a reçu un inoculum provenant d'élevage de nématodes conduit suivant la méthode décrite précédemment (§5.2.5). Une suspension d'un mélange de 300 nématodes (150 *R. similis* + 150 *P. coffea*) a été apportée dans 10 ml de suspension (eau + nématodes) à l'aide d'une pipette graduée dans trois trous réalisés autour de chacune des plantules. Au total 80 plantules ont été inoculées. L'expérimentation a duré 16 semaines avec un dépotage réalisé à 7, 14, 21, 28, 35, 42, 49, 56, 63, 70, 77, 84, 91, 98, 105 et 112 jours de contact (nématodes-*Tithonia*) à raison de 5 plants/semaine.

➤Dénombrement des nématodes dans les racines de *T. diversifolia*

La technique de dénombrement *in situ* adoptée a été celle mise au point par Byrd et *al.* (1983). Elle a consisté à décolorer au préalable les tissus racinaires en utilisant l'hypochlorite de sodium à 1,5 %. Ensuite les nématodes présents dans les racines ont été colorés à la fuchsine acide à la concentration de 3,5 g/litre en solution dans l'acide acétique à 25 %, à chaque dépotage. Les racines ont été conservées dans de la glycérine acidifiée par l'acide chlorhydrique 5N.



Figure 25: Bouturage de *Tithonia diversifolia* en pépinière

A : Pépinière de boutures non débourrées

B : Plantules deux mois débourrées de *T. diversifolia*

Les racines traitées (tissus décolorés et nématodes colorés) ont été étalées entre deux plaques de verre pour le dénombrement des nématodes sous la loupe binoculaire. L'évolution des populations de nématodes dans les racines a été suivies durant 16 semaines à intervalle régulier de 7 jours pour évaluer la dynamique de peuplement des nématodes *in situ* en vue de déterminer le statut d'hôte de *T. diversifolia* vis-à-vis des endoparasites (*R. similis* et *P. coffeae*).

6.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers avec *Tithonia diversifolia*

➤ Choix du carré de bananiers destiné à la jachère

A Akressi (SUD-COMOE), la tendance baissière des rendements observés après quelques années de production continue de banane dans les exploitations SAKJ a retenu notre attention au cours de la prospection des différents bassins de production. Le carré BB5 qui a été retenu a présenté des populations de nématodes au-dessus du seuil de nuisibilité fixé à 1 000 individus/100 g (Guérout, 1972) et un rendement (moins de 30 t/ha) inférieur à la norme de 50 T/ha (Lassoudière, 2007). Ce carré a par conséquent fait l'objet de destruction chimique des bananiers (souches + repousses) et la mise en place d'une jachère contrôlée à base de *T. diversifolia*.

➤ Dévitalisation des souches de bananiers en phase d'interculture

Elle a consisté à l'élimination des foyers potentiels d'infestations des nématodes du bananier par la technique de Chabrier et Quénéhervé (2003). Le glyphosate (90 g/L de matière active de Roundup®), un herbicide à systémie descendante a été utilisé à la dose de 5 ml/bananier. A l'aide de la seringue d'un pistolet doseur (Socorex® spot-gun), le produit a été injecté à la base du pseudotrunc des vieilles souches de bananiers et des repousses de rejets à raison de deux passages réalisés à quatre semaines d'intervalle. Cette dévitalisation a provoqué la fanaison et la décomposition des souches de bananiers, privant ainsi les parasites obligatoires tels que *R. similis* et *P. coffeae* (De Waele et Elsen, 2002) de ressources trophiques.

➤ Répiquage des plants débourrés de *T. diversifolia* dans la rhizosphère des bananiers dévitalisés

A partir d'une pépinière de *T. diversifolia* établie en bordure de la parcelle (carré BB5) mise en jachère, les plants débourrés de 60 jours conduits suivant la méthode de bouturrage décrite plus haut, ont été repiqués.

Le repiquage a été réalisé à moins de 50 cm de la souche de bananier dévitalisée à raison d'un plant/bananier. Ce dispositif de jachère a présenté les avantages suivants:

- *T. diversifolia* a la même densité de plantation (1 820 pied/ha) que les souches de bananiers dévitalisés destinés à disparaître ;
- *T. diversifolia* bénéficie de l'effet conjugué de l'humidité résiduelle constante et de la matière organique provenant de la décomposition des bananiers dévitalisés ;
- *T. diversifolia* est mise en contact direct avec l'inoculum résiduel de nématodes présent dans la rhizosphère des bananiers.

➤ **Diagnostic de la jachère contrôlée à base de *T. diversifolia***

Selon la technique décrite par Lassoudière (2007), le test biologique pour évaluer l'assainissement d'un sol infesté par les nématodes a été réalisé pendant la jachère à *T. diversifolia* qui a duré six mois. Des prélèvements périodiques de 20 carottes de sol (10 sur chaque diagonale du carré mis en jachère) à raison 600 à 750 g par carotte (12 à 15 kg de sol/prélèvement). Cet échantillon de sol a été homogénéisé et réparti en 10 pots de 1 kg. Des vitro plants indemnes de nématodes ont été repiqués à raison d'un bananier/pot. Après quatre semaines de contact (vitro plants - sol infesté), les racines des plants testés (vitro plants) ont été dépotées. Ce test biologique a eu lieu à 2, 4 et 6 mois de la jachère à *T. diversifolia*. L'extraction des nématodes ont été effectuées par la technique de double centrifugation (Coolen et d'Herde, 1972) déjà décrite au chapitre précédent (§5.2.2).

6.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de *T. diversifolia* sur les vitro plants de bananiers

Les parcelles d'étude ont été installées après la destruction de *T. diversifolia*. Le dispositif expérimental a été conduit en "parcelles subdivisées" (split plot) avec des "grandes parcelles" et de "petites parcelles" (Figure 26). En grandes parcelles, il y a eu : *i*) la rotation *T. diversifolia*-Bananiers et *ii*) la "Référence" représentée par la culture continue de bananiers avec les soins habituels dont les applications régulières de nématicides réalisées à intervalle de 4 mois. En petites parcelles, il y a eu : le matériel végétal de plantation avec différent niveau d'applications de nématicides.

Pour le matériel végétal de plantation, il y a eu trois objets:

- **V1** : vitro plants de bananiers traités en pépinière avec un bio-nématicide à raison de 20 ml du produit/plant (Némastin[®] contenant des champignons nématophages *Arthrobotrys* sp, *Verticillium* sp et *Paecilomices* sp concentré à 10¹⁰ spores/g de poudre) au moment du grossissement des vitro plants.
- **V2** : vitro plants de bananiers non traités à la pépinière.
- **Référence** : bananiers déjà en production (au 4^{ème} & 5^{ème} cycles de production) avec applications régulières de nématocides réalisées tous les 4 mois.

Pour les nématocides, les applications ont été réalisées uniquement au 1^{er} cycle de production des vitro plants de bananiers. Il y a eu trois niveaux de traitements :

- **T0** : Sans application de nématocide.
- **T1** : Application unique au planting de bio-nématicide à la dose de 20 ml/plant de Némastin[®] (Champignons nématophages *Arthrobotrys* sp, *Verticillium* sp et *Paecilomices* sp concentré à 10¹⁰ spores/g de poudre).
- **T2** : Application unique au planting de nématocide granulé à la dose de 30 g/plant de Nématorin[®] 10G (10% Phostiazate comme matière active).

Chaque parcelle élémentaire de 500 m² (20m x 25 m) comportaient 90 bananiers plantées en double lignes à la densité de 1 820 vitro plants/ha.

La collecte des données nématologiques et agronomiques s'est déroulée pendant deux cycles de production des vitro plants de bananiers. La dynamique des populations de nématodes a été suivie en réalisant des prélèvements mensuels d'échantillons composites de racines sur 10 bananiers choisis de manière aléatoire par parcelle élémentaire. L'extraction et le dénombrement des nématodes ont été réalisés au laboratoire selon la technique de double centrifugation (Coolen et D'Herde, 1972) décrite au chapitre précédent. Les paramètres agronomiques recueillis ont porté sur le poids des régimes (en kg), le nombre de mains par régime et le grade (en cm) des fruits (diamètre du doigt médian de la 3^{ème} main/régime).

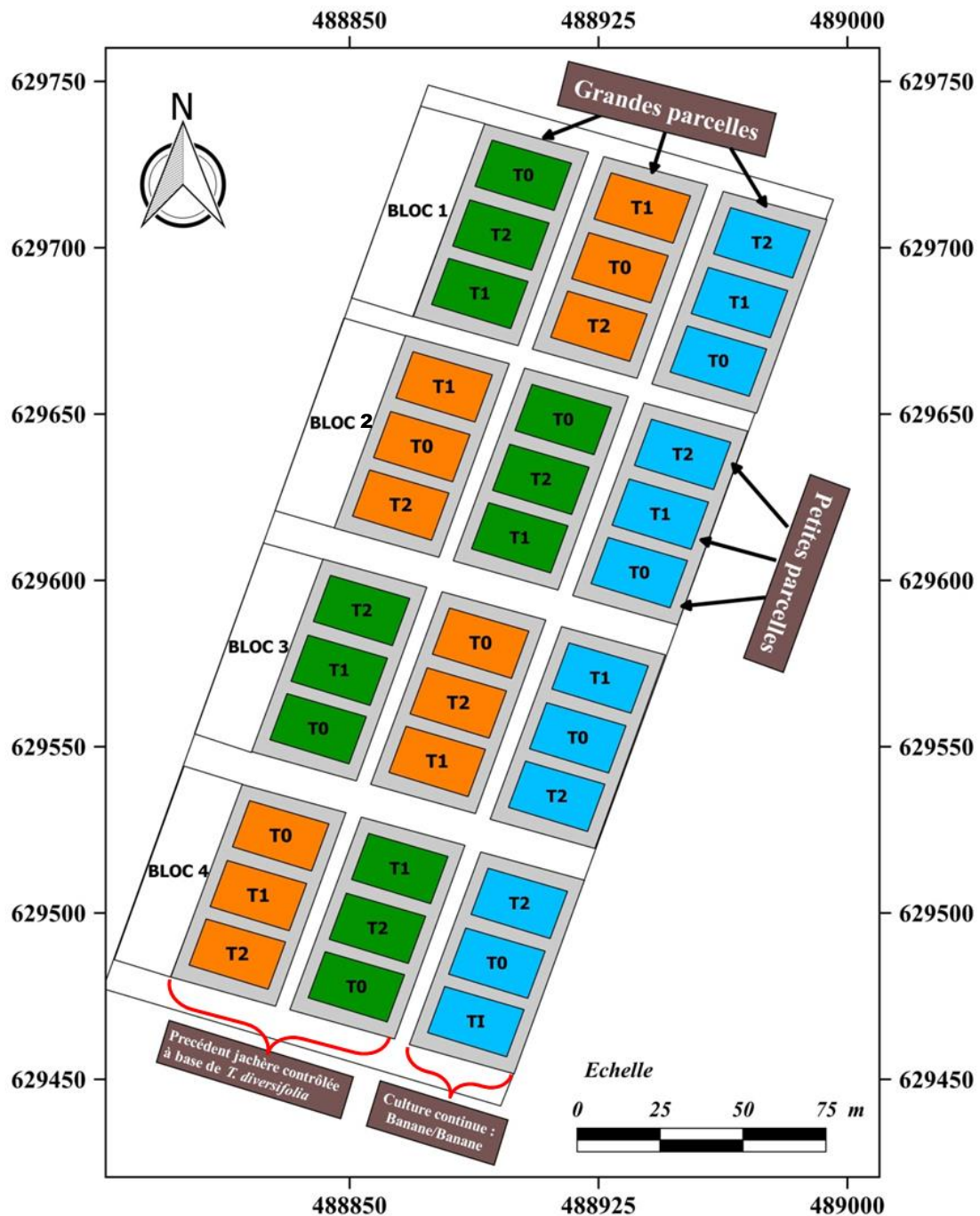


Figure 26 : Dispositif expérimental pour l'étude de l'arrière-effet de la jachère contrôlée à base de *T. diversifolia* en culture de banane dessert à Akressi (SUD-COMOE)

Légende	
■ <i>Vitro plant</i> traité à la pépinière avec bio-nématicide Némastin©	T0 : Pas de traitement (Témoin)
■ <i>Vitro plant</i> non traité à la pépinière	T1 : Application de bionématicide
■ <i>Références</i> : Bananiers au 4e et 5e cycles	T2 : Application de nématicide chimique

6.3- Analyses des données expérimentales.

Les données recueillies ont été soumises à l'analyse statistique avec l'aide du logiciel XL STAT version 7.5.3. Les moyennes significatives ont été séparées par le test de Duncan.

TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE VII : RESULTATS

7.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMAODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES

Cette partie de l'étude rend compte, des principales espèces de nématodes présentes dans les bananeraies en Côte d'Ivoire, du niveau de populations de ces bioagresseurs et de leur mode de répartition spatiale. L'inventaire des adventices associés aux bananeraies, complètent cette analyse par des informations sur leur statut d'hôte vis-à-vis des nématodes observés. La persistance de la cohabitation des nématodes endoparasites migrants (*R. similis* et *P. coffeae*) qui en découle est également abordée avec des expérimentations réalisées aussi bien en serre (milieu contrôlé) qu'en bananeraies (milieu réel). Enfin, les bases de données des relevés effectués dans les différents bassins de production ont été analysées pour apprécier la corrélation entre la longévité du verger et le parasitisme des nématodes notamment *R. similis* et *P. coffeae* (endoparasites migrants).

7.1.1- Répartition des principales espèces de nématodes dans les bananeraies

L'analyse des échantillons de racines collectées dans 778 carrés de bananiers répartis entre les 17 exploitations (Tableau VII), ont révélé une répartition très variable des populations globales (Figure 27). Le groupe des Nématodes Endoparasites Majeurs (NEM) composés de *Radopholus similis* (48 %) et *Pratylenchus coffeae* (6 %) occupent une position dominante (54 %) de la population globale. Le second groupe constitué des Nématodes Secondaires (NS) de la culture, représente 46 % de la population globale avec *Helicotylenchus multicinctus* (28 %), *Hoplolaimus pararobustus* (11 %) et *Meloidogyne* spp (7 %). Les populations de ces cinq espèces de nématodes à l'échelle des bassins de production prospectés, restent également très variables d'une exploitation à l'autre.

Tableau VII : Répartition des carrés de bananiers prospectés dans les bassins de production industrielle des régions d'Agboville (AGEBY-TIASSA), d'Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS) et d'Aboisso (SUD-COMOE).

Régions Plantations	Superficie (en ha)	Nombre de carrés échantillonnés et longévité des bananiers en culture continue													Total des carrés
		1 an	2 ans	3 ans	4 ans	5 ans	6 ans	7 ans	8 ans	9 ans	10 ans	11 ans	12 ans	13 ans	
AGNEBY-TIASSA (Agboville)	2 647	52	39	34	23	33	38	17	27	23	16	4	2	7	315
1-CDBCI Azaguié	148	1	0	2	0	4	6	8	3	0	0	0	0	0	24
2-CDBCI Tiassalé	136	8	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13
3-EGLIN Agboville	300	11	8	7	5	8	4	2	5	3	3	0	0	0	56
4-EGLIN Azaguié	125	4	5	6	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21
5-SCB Tiassalé	900	12	9	7	4	12	13	0	9	9	7	4	0	0	86
6-SCB Banacomomé	816	16	10	12	4	5	11	2	2	7	6	0	2	6	83
7-SPDCie Batia	222	0	2	0	4	4	4	5	8	4	0	0	0	1	32
Grds PONTS (Abidjan)	1 723	45	50	48	33	23	11	6	11	6	0	0	0	0	233
1-CDBCI Dabou	282	0	5	5	5	5	5	2	2	2	0	0	0	0	31
2-ROUCHARD Tag.	133	0	7	9	5	7	1	2	0	0	0	0	0	0	31
3-SCB Badema	165	9	6	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18
4-SCB Niéky	900	34	29	27	20	5	3	2	1	0	0	0	0	0	121
5-SPDCie Dabou	243	2	3	4	3	6	2	0	8	4	0	0	0	0	32
SUD COMOE (Aboisso)	1 526	55	37	45	41	25	18	2	7	0	0	0	0	0	230
1-ELIMA Aboisso	280	6	5	6	9	0	6	0	7	0	0	0	0	0	39
2-SAKJ Akressi	325	29	12	14	9	12	2	0	0	0	0	0	0	0	78
3-SAKJ Diby	470	10	10	10	7	4	6	2	0	0	0	0	0	0	49
4-SBM Motobé	271	5	5	11	10	7	4	0	0	0	0	0	0	0	42
5-SBMK Aboisso	180	5	5	4	6	2	0	0	0	0	0	0	0	0	22
TOTAL	5 896	152	126	127	97	81	67	25	45	29	16	4	2	7	778

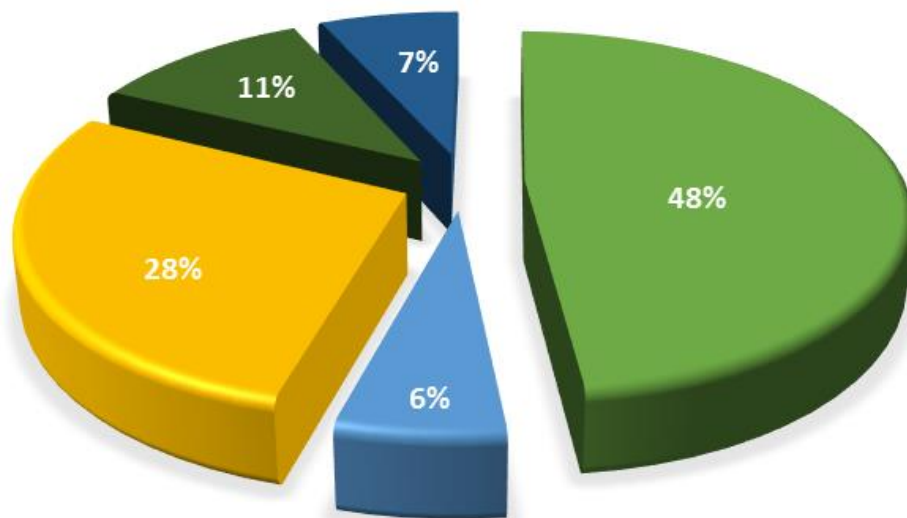


Figure 27 : Répartition des principales espèces de nématodes observées dans les bananeraies des trois bassins de production (AGNEBY-TIASSA, DISTRICT et GRANDS PONTS, SUD-COMOMOE)

Légende

Nématodes Endoparasites Majeurs (NEM)

- *Radopholus similis*
- *Pratylenchus coffeae*

Nématodes Secondaires (NS)

- *Helicotylenchus multicinctus*
- *Hoplolaimus pararobustus*
- *Meloidogyne* spp

7.1.1.1- Tendance des populations de nématodes à l'échelle des exploitations

➤ Dans le bassin de production d'Agboville (AGNEBY TIASSA)

Les cinq principales espèces de nématodes sont présentes dans cette région. La représentation graphique des infestations en "boîte à moustache" fait ressortir que les deux indicateurs de tendance centrale (moyenne et médiane) des populations ne sont pas identiques quelles que soient l'espèce de nématodes et la bananeraie (Figure 28 ; 29). L'écart observé entre ces indicateurs de tendance, met en évidence du point de vue de la statistique descriptive, une distribution asymétrique faisant apparaître des valeurs d'infestations atypiques élevées pour les deux groupes d'espèces.

Pour le groupe NEM, *R. similis* et *P. coffeae* cohabitent dans quatre exploitations (Figure 29), dont trois (Figure 29B ; C ; D) présentent une prévalence de *R. similis* ; et Eglin_Agboville (Figure 29A) contrairement aux autres bananeraies, montre *P. coffeae* (1 600 individus/100 g) en position dominante par rapport à *R. similis* (100 individus/100 g). Quant au groupe NES, *H. multincinctus* (2 753 individus/100 g) est l'espèce dominante dans la bananeraie SCB_Banacomoe (Figure 29B).

A la différence des autres exploitations de ce bassin de production (Figure 28 ; 29), CDBCI_Tiassalé ne dispose que de 13 carrés de bananiers (Tableau V) dont la majorité (62 %) est au 2^{ème} cycle de production contre 38 % au 1^{er} cycle. Une exploitation en création au moment de la prospection est établie sur une défriche forestière avec des vitro plants (Annexe 1). Elle n'héberge ni *R. similis*, ni *P. coffeae* (parasites majeurs), mais seulement *H. multincinctus* (Figure 30) qui est un nématode secondaire.

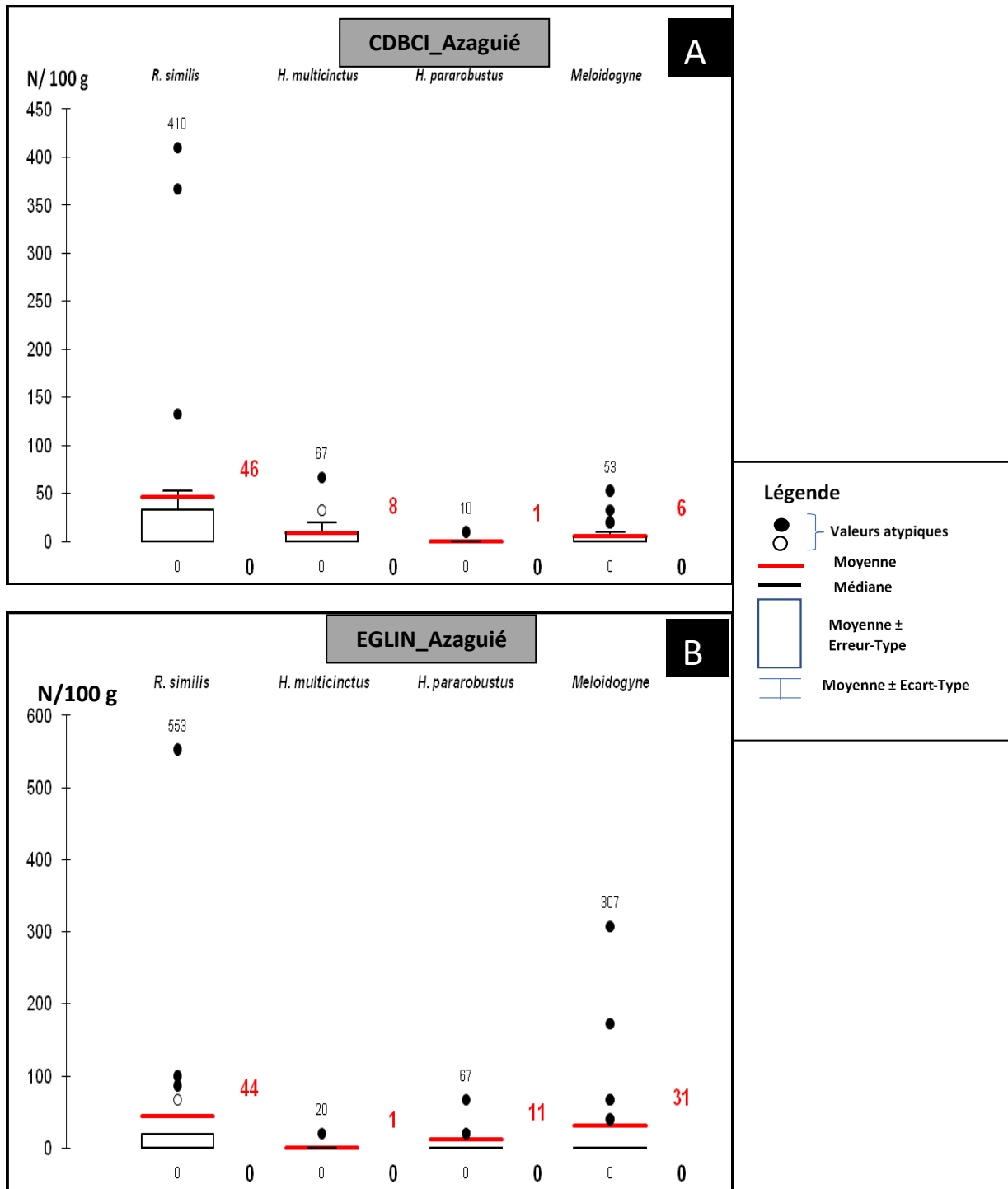


Figure 28: Tendance des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin de production d'Agboville (AGNEBY TIASSA) qui n'hébergent pas *P. coffeae*

EXPERIMENTATIONS : RESULTATS

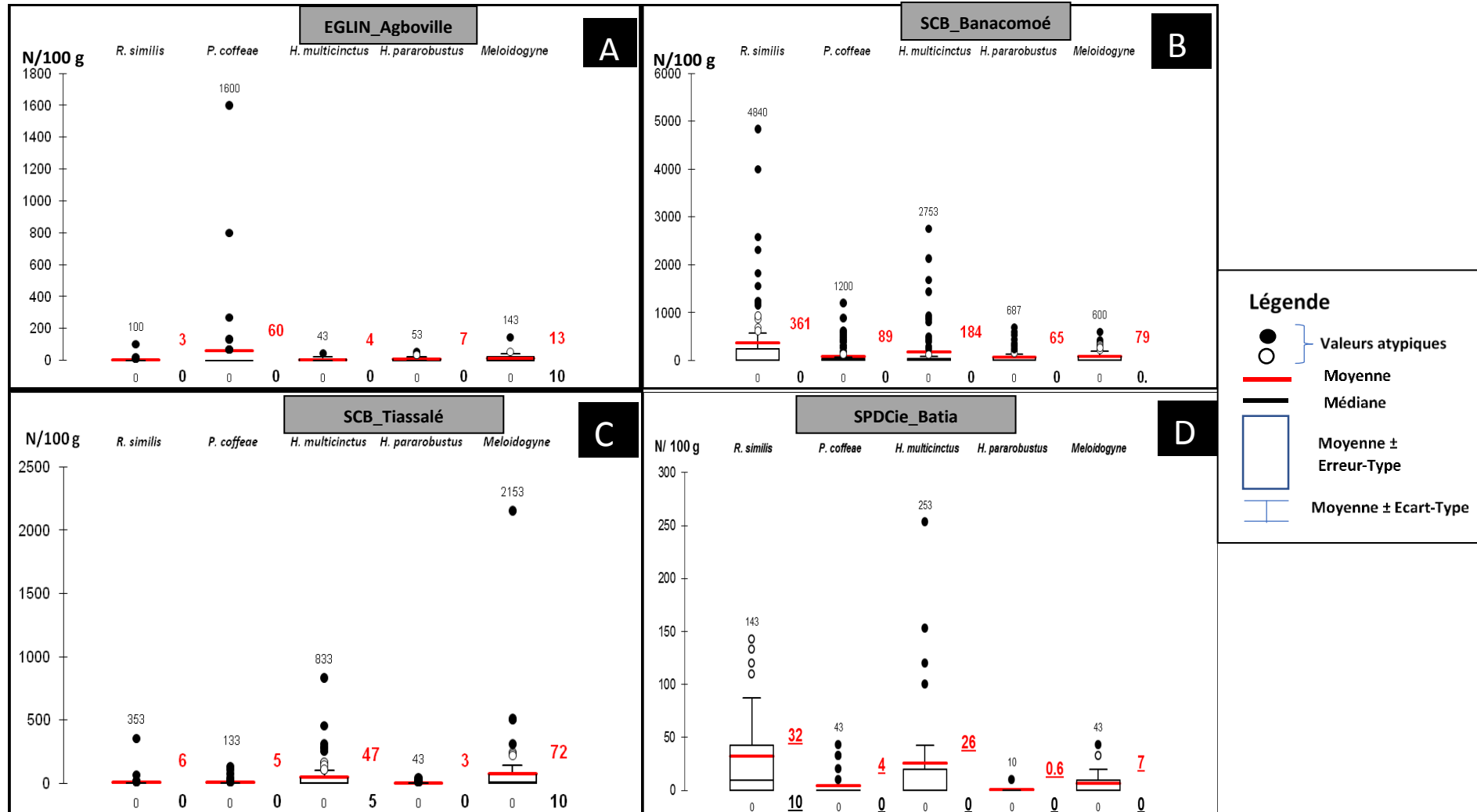


Figure 29: Tendence des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin de production d'Agboville (AGNEBY TIASSA) où coexistent *R. similis* et *P. coffeae*

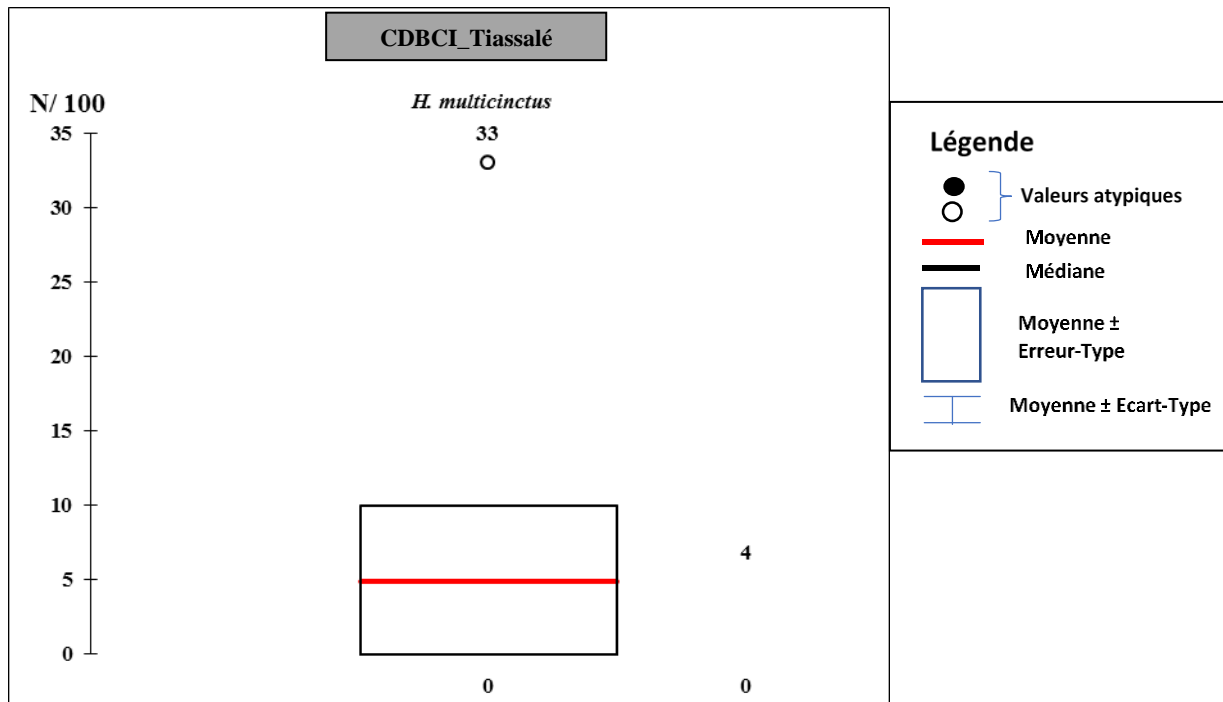


Figure 30 : Tendence des populations de nématode dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Agboville (AGNEBY-TIASSA) qui n'hébergent ni *R. similis* ni *P. coffeae*

➤ Dans le bassin de production d'Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS)

Les cinq espèces de nématodes répertoriées sont également présentes comme dans le précédent bassin de production. L'analyse de la moyenne et de la médiane montre que ces deux indicateurs de tendance centrale ne sont pas identiques quelles que soient l'espèce de nématodes et la bananeraie (Figure 31 ; 32) ; indiquant ainsi une distribution asymétrique faisant apparaître des valeurs d'infestations atypiques.

Pour le groupe NEM, la bananeraie SCB_Niéky (Figure 32) est l'unique exploitation du bassin de production qui héberge les deux espèces endoparasites migrants avec *R. similis* (11 289 individus/100 g) occupant une position dominante par rapport *P. coffeae* (711 individus/100 g). Quant au groupe NES, *H. multincinctus* (20 356 individus/100 g) dans la même bananeraie de SCB_Niéky (Figure 32) est parmi les trois espèces secondaires celle qui pullulent dans ce bassin.

➤ Dans le bassin de production d'Aboisso (SUD-COMOE)

Les cinq principales espèces de nématodes répertoriées sont également présentes ; et contrairement aux deux précédents bassins de productions, toutes ces espèces sont représentées dans chacune des exploitations (Figure 33). Cependant, les deux indicateurs de tendance centrale (moyenne et médiane) ne sont pas identiques quelle que soit l'espèce de nématodes ; indiquant ainsi une distribution asymétrique faisant apparaître des valeurs d'infestations atypiques élevées pour les deux groupes d'espèces comme pour les deux précédents bassins.

Pour le groupe NEM, à la différence de quatre exploitations (Figure 33 A ; B ; C ; D) caractérisées par une prévalence de *R. similis*, la bananeraie de SBM_Motobé (Fig. 32 E) montre *P. coffeae* (1 111 individus/100 g) en position dominante par rapport à *R. similis* (467 individus/100 g). Quant au groupe NES, *H. multincinctus* (6 067 individus/100 g) à SBMK_Aboisso (Figure 33 D) et *H. pararobustus* (3 680 individus/100 g) à SAKJ_Akressi (Figure 33 A) sont les espèces dominantes.

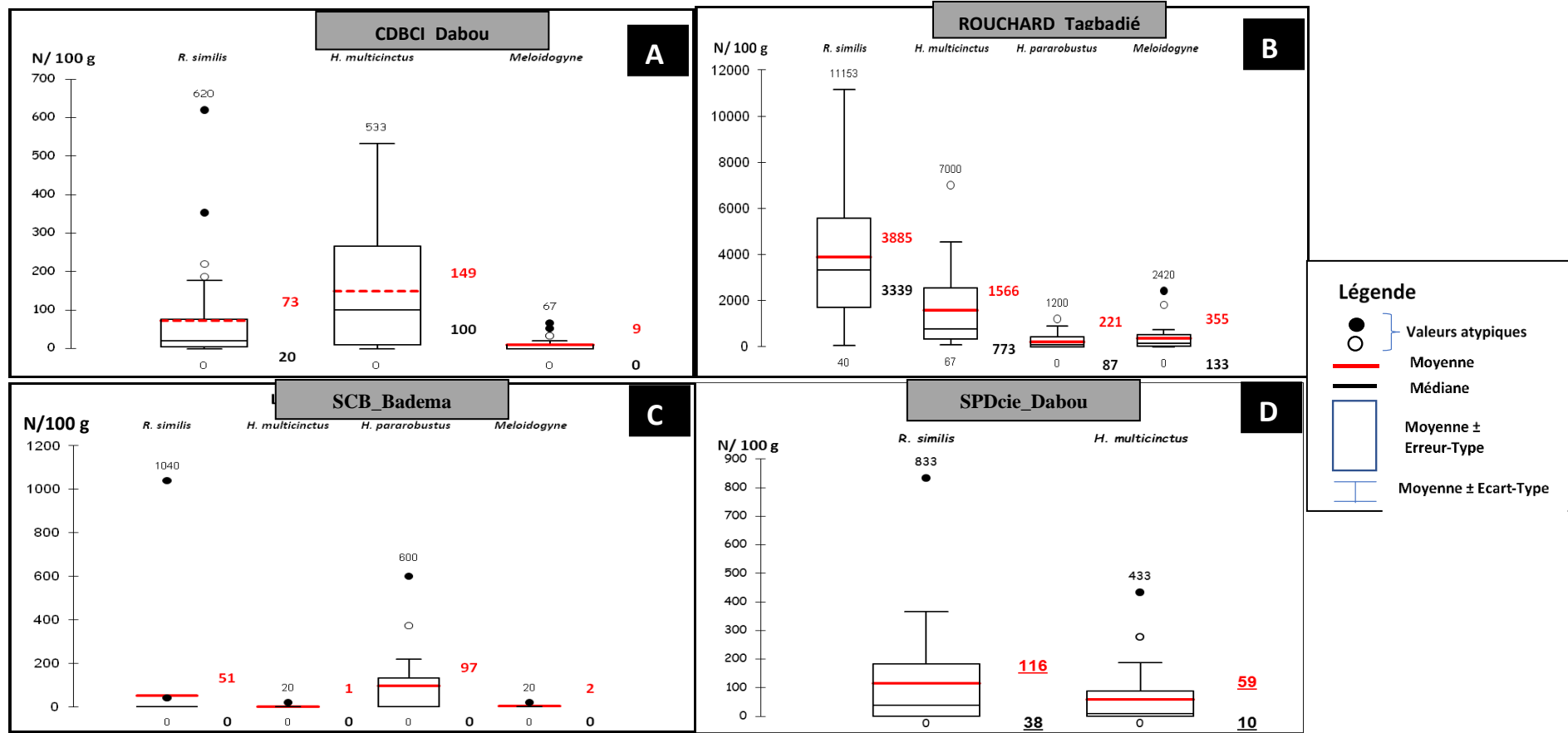


Figure 31: Tendence des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS) qui n'hébergent pas *P. coffeae*

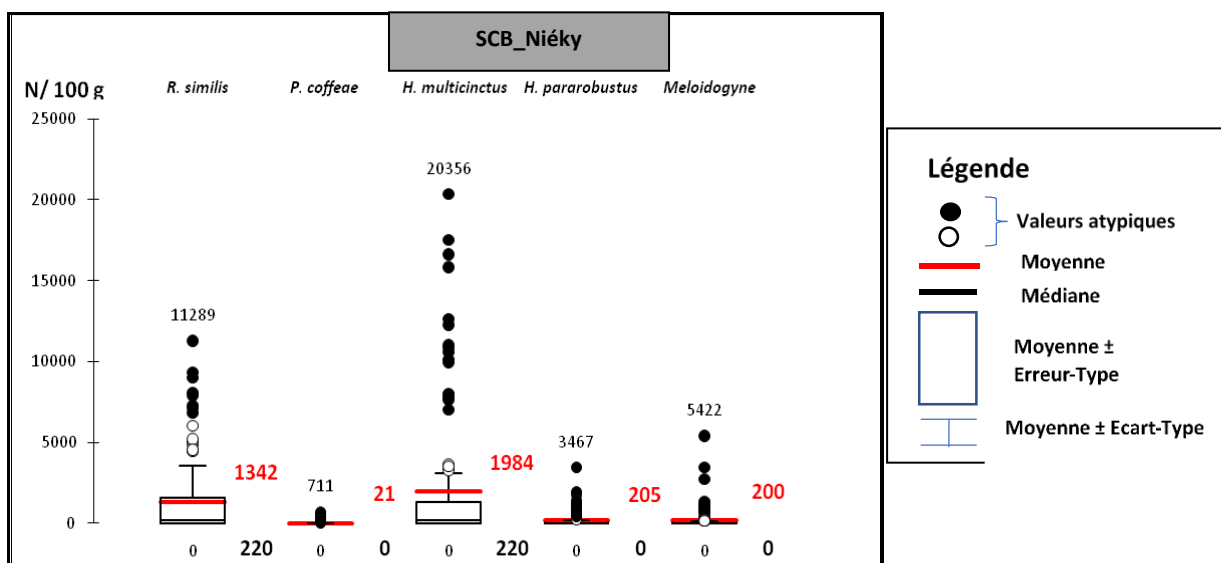


Figure 32: Tendence des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS) où coexistent *R. similis* et *P. coffeae*

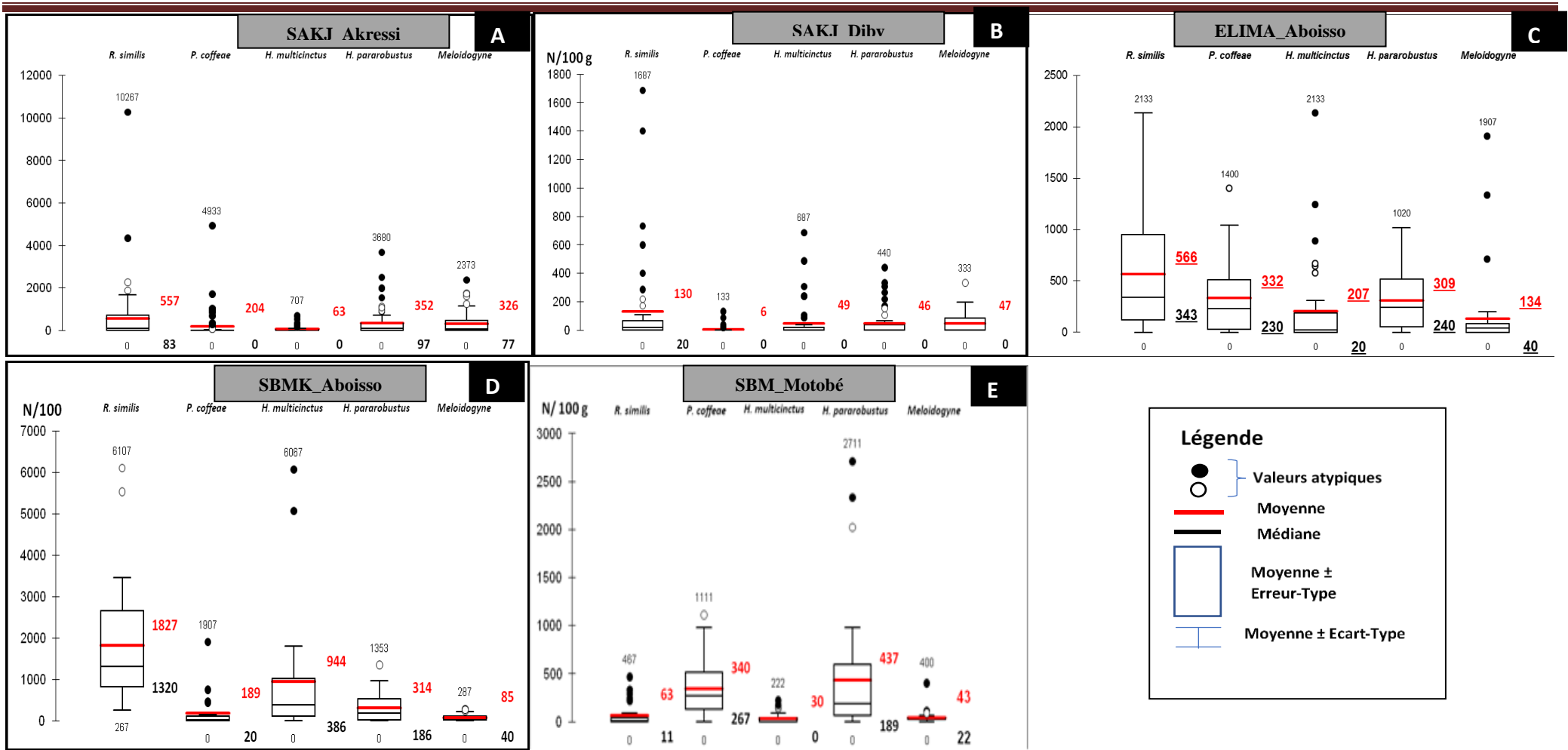


Figure 33: Tendence des populations de nématodes endoparasites dans les exploitations de banane dessert du bassin d'Aboisso (SUD COMOE) où coexistent *R. similis* et *P. coffeae*

7.1.1.2- Répartition des nématodes en fonction de la Fréquence et abondance des espèces dans les 3 bassins de production

L'analyse en diagramme "fréquence et abondance" des cinq espèces de nématodes montre une répartition variable d'un bassin à l'autre (Figure 34).

Dans le bassin d'Abidjan (District & Grands Ponts) (Figure 34 A), *H. multincinctus* et *R. similis* représentant les deux espèces fréquentes et abondantes (classe 1), tandis que *P. coffeae* est une espèce rare car elle est non fréquente et non abondante (classe 4). En revanche, *Meloidogyne* spp et *H. pararobustus* forment un groupe intermédiaire (classe 3) car ces deux espèces sont non fréquentes mais abondantes.

Dans le bassin d'Aboisso (Sud Comoé) (Figure 34 B), *Meloidogyne* spp, *H. multincinctus* et *P. coffeae* constituent les trois espèces à la fois fréquentes et abondantes (Classe 1) ; tandis que *H. pararobustus* et *R. similis* font partie du groupe intermédiaire car elles sont fréquentes mais non abondante (Classe 2).

Dans le bassin d'Agboville (Agnéby-Tiassa) (Figure 34 C), *Meloidogyne* spp, *H. multincinctus* et *P. coffeae* constituent les trois espèces à la fois fréquentes et abondantes (classe 1), tandis que *H. pararobustus* qui est fréquente mais non abondante (classe 2) forment un groupe intermédiaire.

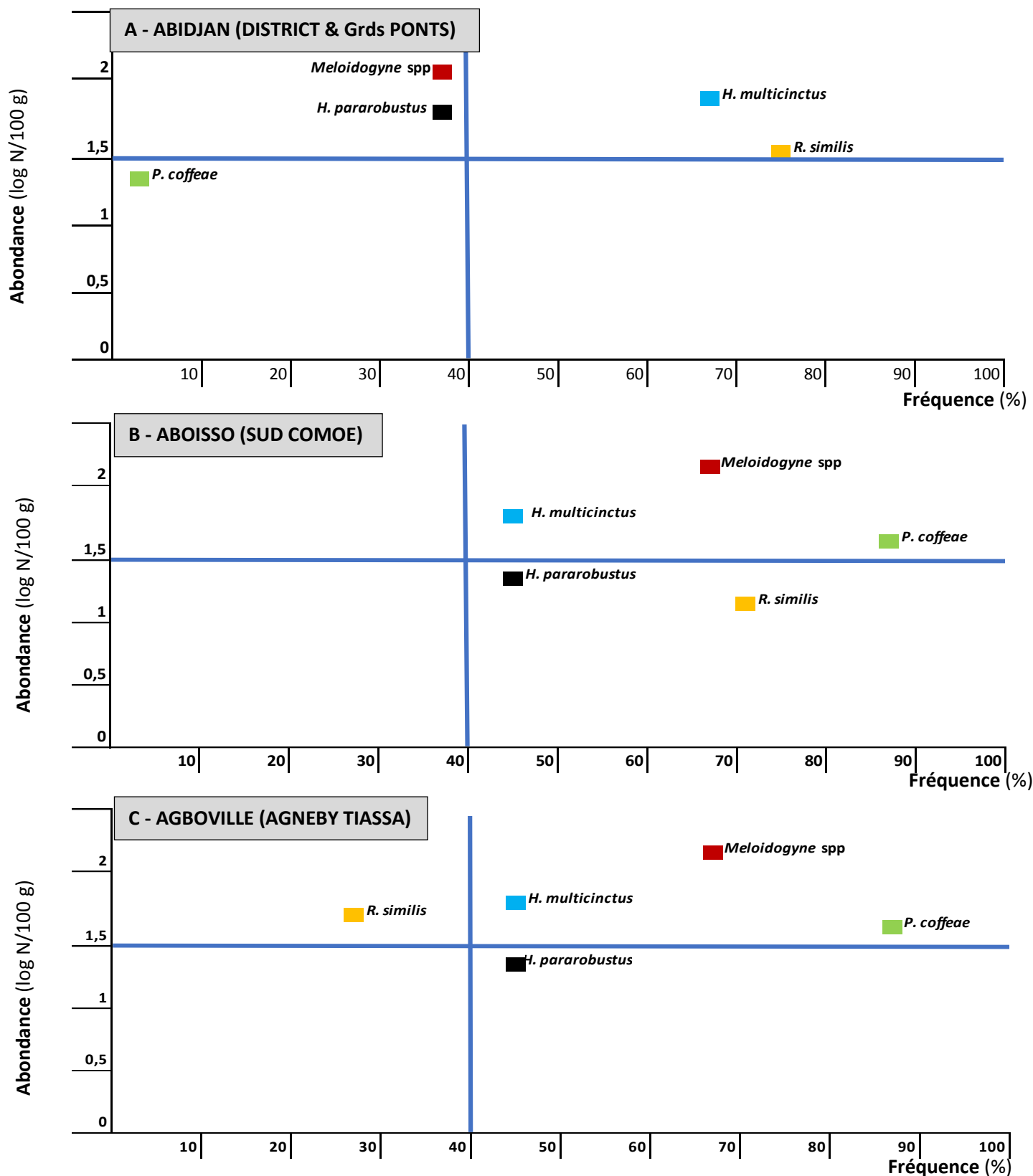


Figure 34 : Répartition en diagramme "Fréquence & Abondance" des principales espèces de nématodes dans les bassins de production

A : District d'Abidjan et Région des Grands Ponts ; B : Sud-Comoé ; C : Agéby Tiassa

7.1.1.3- Distribution spatiale des nématodes dans les bananeraies.

L'analyse des paramètres de distribution relative aux populations de nématodes observées dans les bananeraies des trois bassins de production (Tableau VIII), met en évidence les trois constats suivants :

1- les valeurs de la Variance (tendance de dispersion) sont bien au-dessus de celles de la Moyenne (tendance centrale) quels que soient l'espèce et le bassin de production considérés ; suggérant une distribution agrégée des populations de nématodes qui obéit à une loi binomiale négative ;

2- la régression de la Variance (Y) sur la Moyenne (X) qui s'ajuste à une équation de puissance de type $Y = aX^k$ ($0,63 < R^2 < 0,99$), précise l'indice d'agrégation ' k ' des nématodes dont les valeurs extrêmes sont comprises entre 0,678 pour *P. coffeae* à Agboville (AGNEBY TIASSA) et 2,241 pour *Meloidogyne* spp à Aboisso (SUD COMOE);

3- la comparaison par ordre d'importance croissante de l'indice d'agrégation ' k ' moyen des cinq espèces de nématodes montre que : *P. coffeae* ($k = 1,07 \pm 0,36$) < *R. similis* ($1,47 \pm 0,26$) < *H. pararobustus* ($1,61 \pm 0,14$) < *H. multicinctus* ($1,78 \pm 0,07$) < *Meloidogyne* spp ($2,04 \pm 0,18$) ; indiquant ainsi le caractère beaucoup plus agrégé des foyers d'infestation de *P. coffeae* par rapport aux quatre autres espèces.

Par ailleurs, la cartographie sanitaire (Figure 35) de la répartition de *R. similis* et *P. coffeae* montre que ces deux espèces endoparasites migrants coexistent globalement dans 11 des 17 exploitations soit 64,7 % des bananeraies ivoiriennes et plus spécifiquement dans :

- 100 % des bananeraies de la région d'Aboisso (SUD COMOE) ;
- 57 % des bananeraies de la région d'Agboville (AGNEBY TIASSA) ;
- 20 % des bananeraies de la région d'Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS).

Tableau VIII: Distribution des principales espèces de nématodes dans les bassins de production de banane dessert

Nématode / Région	Moyenne	Variance	Modèle de distribution	Coefficients	
	$\log(\bar{X})$	$\log(S^2)$	$Y^{\bar{X}} = aX^k$	Détermination (R^2)	Agrégation (k)
Aboisso (SUD COMOIE)					
<i>Radopholus similis</i>	2,72 ± 0,47	5,78 ± 0,64	$Y = 355,51X^{1,19}$	0,749*	1,186
<i>Pratylenchus coffeae</i>	1,99 ± 0,77	4,67 ± 1,31	$Y = 26,28X^{1,16}$	0,923*	1,163
<i>Helicotylenchus multicinctus</i>	2,20 ± 0,59	5,03 ± 0,01	$Y = 17,73X^{1,72}$	0,997*	1,721
<i>Hoplolaimus pararobustus</i>	2,30 ± 0,42	4,90 ± 0,67	$Y = 34,53X^{1,46}$	0,849*	1,461
<i>Meloidogyne spp</i> ^{††}	2,06 ± 0,35	4,55 ± 0,84	$Y = 0,83X^{2,24}$	0,832*	2,241
Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS)					
<i>Radopholus similis</i>	2,06 ± 0,90	4,70 ± 1,43	$Y = 36,053X^{1,53}$	0,923*	1,529
<i>Pratylenchus coffeae</i>	1,32 ± 0,87	3,40 ± 1,27	$Y = 37,069X^{1,39}$	0,896*	1,388
<i>Helicotylenchus multicinctus</i>	1,74 ± 1,07	4,40 ± 1,90	$Y = 9,188X^{1,76}$	0,979*	1,763
<i>Hoplolaimus pararobustus</i>	1,60 ± 1,16	3,80 ± 2,02	$Y = 11,094X^{1,73}$	0,992*	1,728
<i>Meloidogyne spp</i>	1,47 ± 0,90	3,65 ± 1,84	$Y = 5,2052X^{2,00}$	0,965*	2,001
Agboville (AGNEBY TIASSA)					
<i>Radopholus similis</i>	1,59 ± 0,85	4,08 ± 1,46	$Y = 23,103X^{1,71}$	0,993*	1,707
<i>Pratylenchus coffeae</i>	2,13 ± 0,33	4,93 ± 0,28	$Y = 3045X^{0,68}$	0,625*	0,678
<i>Helicotylenchus multicinctus</i>	0,96 ± 0,96	2,75 ± 1,81	$Y = 9,049X^{1,86}$	0,969*	1,859
<i>Hoplolaimus pararobustus</i>	0,84 ± 0,91	2,45 ± 1,51	$Y = 11,824X^{1,64}$	0,976*	1,643
<i>Meloidogyne spp</i>	1,33 ± 0,48	3,22 ± 0,92	$Y = 5,225X^{1,88}$	0,971*	1,883

¥ : Loi de Puissance de Taylor (1961) dont l'équation est $Y = aX^k$ et admettant comme paramètres : "Y" correspondant à la Variance, "X" représentant la Moyenne. La constante "a" est liée à la taille de l'échantillon et "k" représente l'indice d'agrégation des nématodes. Si "k" tend zéro (0) alors la distribution des foyers d'infestation des nématodes est hautement agrégée (Loi binomiale négative : Moyenne < Variance) ; lorsque "k" tend vers l'infini (+∞), alors la répartition des foyers d'infestation se distribue au hasard (Loi de Poisson : Moyenne = Variance).

†† : *Meloidogyne spp* en Côte d'Ivoire est un complexe de trois espèces (De Guiran, 1966) : *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. incognita*.

* : Signification du coefficient de détermination R^2 (pourcentage de points expliquant le modèle) au seuil de $\alpha = 1\%$.

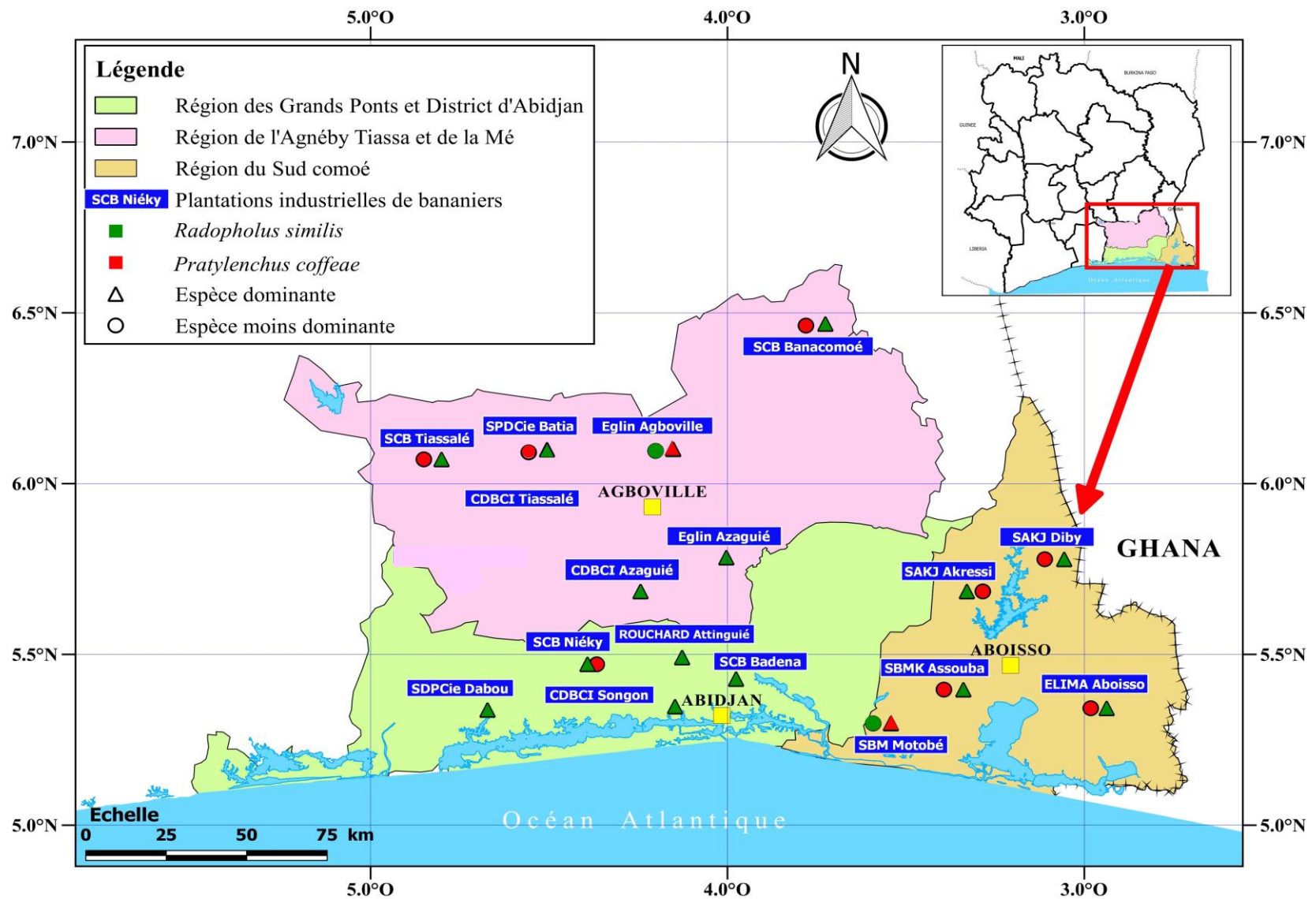


Figure 35 : Carte sanitaire de la répartition de *R. similis* et *P. coffeae* dans les bassins de production de banane dessert des régions d'Aboisso (Sud Comoé), d'Abidjan (District & Grds Ponts) et d'Agboville (Agnéby Tiassa)

7.1.2- Pérennisation du verger en culture industrielle de banane dessert en Côte d'Ivoire

Sur la base de la compilation des données recueillies à partir des fiches renseignées concernant les carrés de bananiers des différentes exploitations récapitulées dans le tableau V, le profil de la pérennisation des bananeraies et le délai de renouvellement des plantations ont été analysés pour chacun des trois bassins de production.

7.1.2.1- Longévité maximale des bananiers dans les exploitations prospectées

Le principe en production de banane réside dans le fait qu'à partir d'un rejet initial planté, plusieurs récoltes successives de fruits peuvent être réalisées (Figure 36A). Cependant, l'âge extrême d'exploitation des carrés de banane en production continue peut varier. L'examen des données internes des exploitations montre que les longévités extrêmes se situent entre 3 ans à SCB_Badema et 13 ans à SPDCie_Batia et SCB_Banacomomé (Figure 36 B).

7.1.2.2- Délai de renouvellement des bananeraies dans les bassins de production

Deux facteurs sont pris en compte à partir des fiches parcellaires des différentes exploitations ; il s'agit *i*) du taux (en %) des carrés de bananiers en production continue (variable **Y**) et *ii*) de la durée (en année) de vie des bananiers en production continue (variable **X**). La régression des carrés (**Y**) sur la longévité d'exploitation (**X**) s'ajuste quel que soit le bassin à une sigmoïde de type $Y = aX^3 + bX^2 + cX + d$ correspondant pour chacun des bassins de production à :

- $Y1 = 0,008X^3 - 0,173X^2 - 0,224X + 14,955$ avec $R^2 = 0,943$ à Agboville (Fig. 37 A)
- $Y2 = 0,236X^3 - 3,290X^2 + 9,827X + 13,936$ avec $R^2 = 0,892$ à Aboisso (Fig. 37 B)
- $Y3 = 0,019X^3 - 0,453X^2 + 1,560X + 12,824$ avec $R^2 = 0,895$ à Abidjan (Fig. 37 C)

Ces trois équations qui se caractérisent par des coefficients de détermination élevés ($0,89 < R^2 < 0,94$), montrent la fiabilité des sigmoïdes de degré 3 pour décrire le profil de la pérennisation des bananeraies dans les trois principaux bassins de production. L'analyse mathématique de ces sigmoïdes a permis de dégager des longévités de verger contrastées selon les bassins de production (Tableau IX). Ainsi les réplantations du verger, interviennent au bout de **7 ans** de culture continue à **Agboville** (AGNEBY TIASSA) et **Abidjan** (DISTRICT & Grds PONTS) contre **4 ans** de culture continue à **Aboisso** (SUD COMOE).

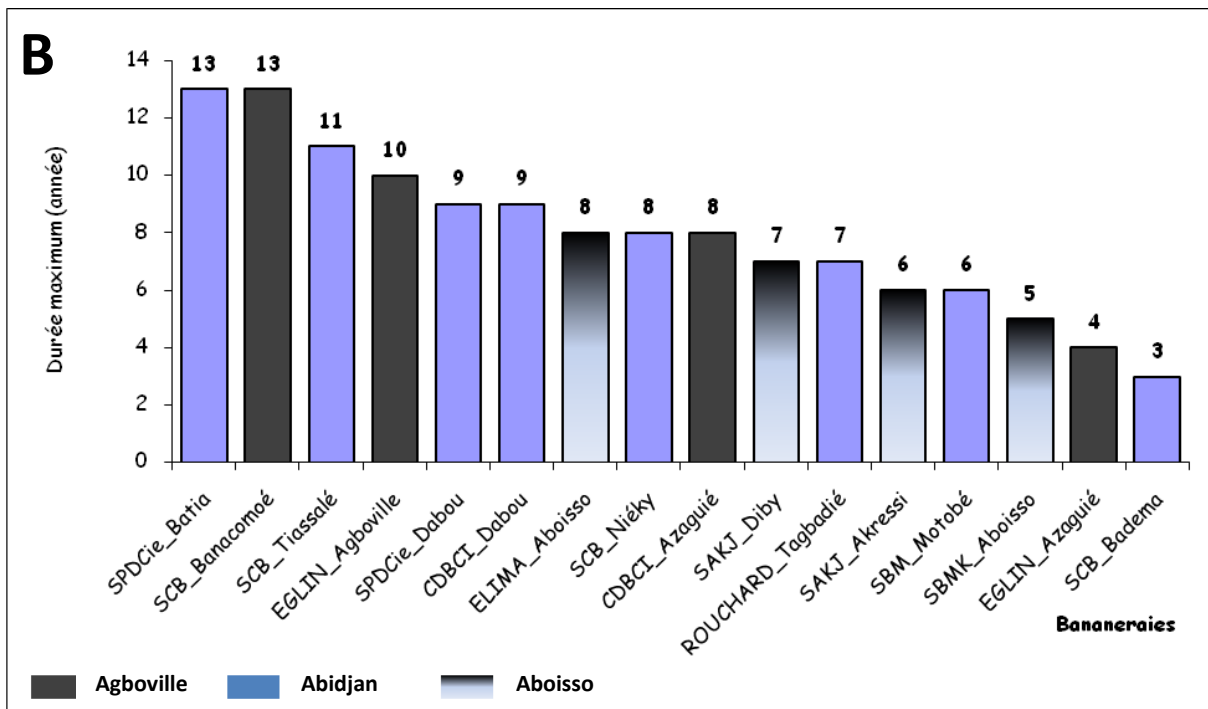


Figure 36: Longévité du verger de bananiers dans les bassins de production

A : Succession de récoltes pouvant aller jusqu'à six cycles de production de fruits à partir du plantage d'un rejet initial,

B : Longévité maximale observée dans les bananeraies industrielles des différentes exploitations

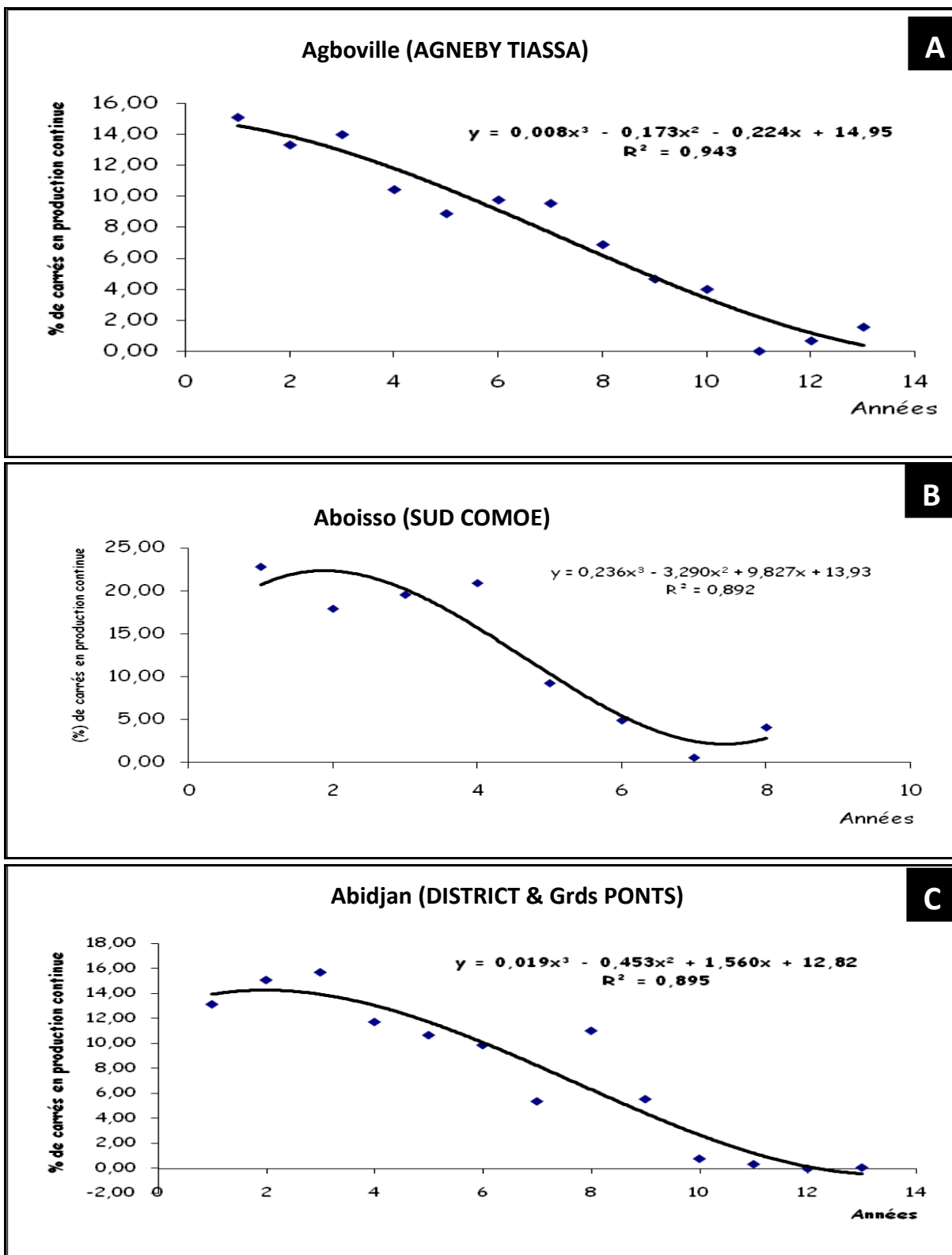


Figure 37 : Profil de la pérennisation des bananeraies dans les bassins de production

A : AGNEY TIASSA

B : SUD COMOE

C : DISTRICT et Région de Grands Ponts

Tableau IX : Analyse des courbes de pérennisation des bananeraies dans les principaux bassins de production en Côte d'Ivoire

Bassins de production de banane dessert	AGNEBY TIASSA		ABIDJAN DISTRICT		SUD COMOE	
Dérivée seconde (Y'') de Y	$Y'' = 0.048x - 0.346$		$Y'' = 0.117X - 0.907$		$1.416X - 6.580$	
Valeur de X_0 où $Y'' = 0$ (Point d'inflexion de Y)	7.2		7.7		4.6	
Signe de Y'' de part et d'autre de X_0	+	-	+	-	+	-
	↘ ↗		↘ ↗		↘ ↗	
Alternance "Production & Replantation"						

Production continue des bananiers

Replantation du verger

7.1.3-Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies

L'inventaire floristique et l'analyse nématologique des racines des adventices observées dans les jachères spontanées de bananeraies du SUD COMOE, ont révélé que 29 espèces d'adventices de 27 genres appartenant à 12 familles, hébergent aussi bien les nématodes parasites majeurs (Tableau X) que les nématodes parasites secondaires (Tableau XI). Parmi ces adventices hôtes des nématodes, les Poaceae (7 espèces), Asteraceae (5 espèces), Euphorbiaceae (5 espèces), Cyperaceae (4 espèces) sont les quatre familles dominantes qui renferment à elles seules près de 70% d'espèces "réservoirs" de nématodes (Figure 38 B).

7.1.3.1- Adventices hôtes des Nématodes Parasites Majeurs (NEM)

➤ Adventices hôtes de *Radopholus similis*

Sept adventices représentant 24 % de la flore inventoriée comme "réservoirs" hébergent ce nématode "des nécroses" racinaires. *Ageratum conyzoides*, *Phyllanthus amarus*, *Ludwigia erecta*, *Brachiaria erecta*, *Solanum nigrum* sont les cinq principales espèces "réservoirs" les plus favorables à *R. similis* dont les infestations racinaires varient entre 100 et 500 individus/ 100 g (Tableau X).

➤ Adventices hôtes de *Pratylenchus coffeae*

Vingt et une adventices représentant 72 % de la flore inventoriée comme plante "réservoir", hébergent *P. coffeae*. Contrairement à *R. similis*, les infestations racinaires observées avec *P. coffeae* sont élevées et se situent au-delà 1000 individus/100 g.

En outre, lorsqu'une adventice hôte donnée héberge à la fois les deux espèces (*R. similis* et *P. coffeae*) telle que : *Ageratum conyzoides* (250 et 3 142) ; *Cleome ciliata* (43 et 1 217) ; *Sparganophorus sparganophora* (10 et 93) ; *Phyllanthus amarus* (250 et 1 062) ; *Brachiaria erecta* (167 et 3 633) ; *Solanum nigrum* (236 et 1 576), les populations de *P. coffeae* demeurent prépondérantes par rapport à celles de *R. similis* (Tableaux X).

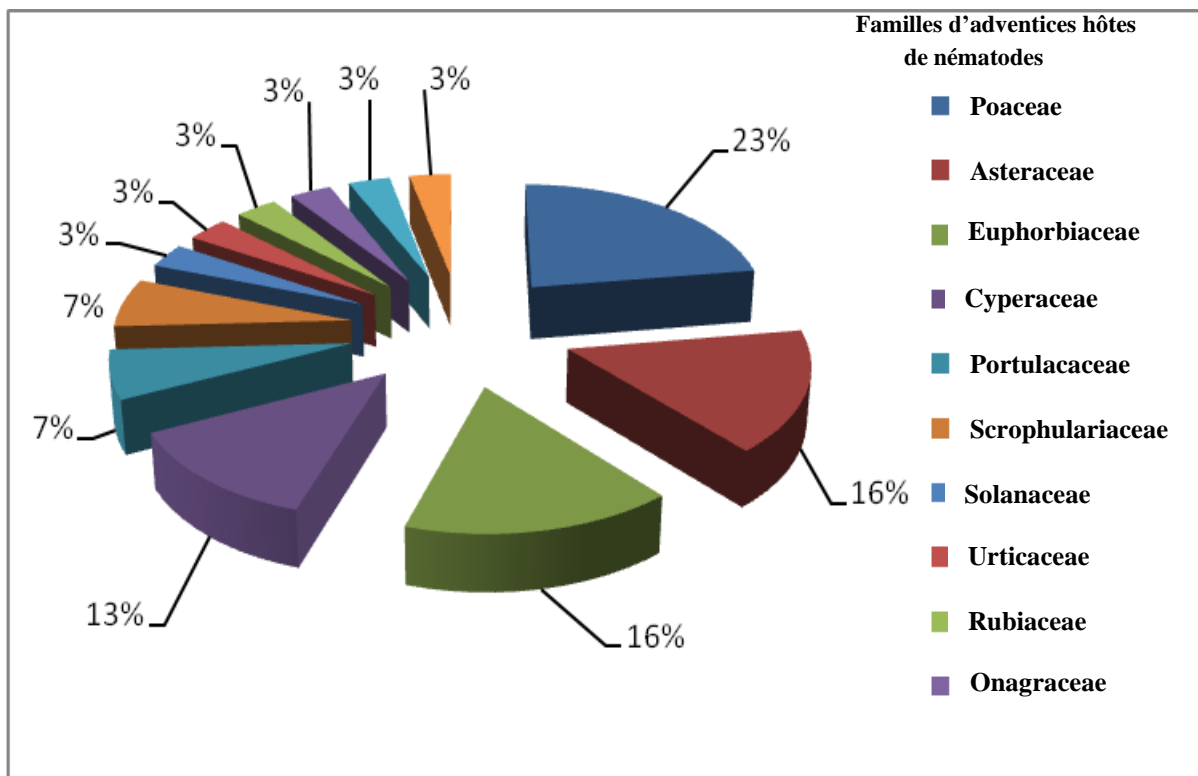


Figure 38: Répartition des familles d'adventices comportant les plantes 'réservoirs' de nématodes répertoriées durant l'interculture du bananier

Tableau X : Adventices hôtes de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* (NEM) en bananeraies

Plantes Famille/ Espèce	<i>Radopholus similis</i>		<i>Pratylenchus coffeae</i>	
	N/ 100 g ^a	Statut ^b	N/ 100 g	Statut
Amaranthaceae				
<i>Amaranthus viridis</i>	0		150 ± 643	***
Asteraceae				
<i>Ageratum conyzoides</i>	250 ± 527	***	3 142 ± 793	***
<i>Sparganophorus sparganophora</i>	10 ± 112	*	93 ± 74	**
<i>Vernonia cinerea</i>	0		611 ± 92	***
Capparidaceae				
<i>Cleome ciliata</i>	43 ± 152	**	1 217 ± 298	***
Cyperaceae				
<i>Abildaardia filamentosa</i>	0		1 100 ± 867	***
<i>Cyperus sphacelatus</i>	0		1 724 ± 965	***
<i>Cyperus esculentus</i>	0		3 643 ± 1 025	***
<i>Kyllinga erecta</i>	0		2 008 ± 487	***
<i>Mariscus cylindristachyus</i>	0		3 407 ± 569	***
Euphorbiaceae				
<i>Phyllanthus amarus</i>	250 ± 87	***	1 062 ± 476	***
Onagraceae				
<i>Ludwigia erecta</i>	500 ± 1 022	***	0	
Poaceae				
<i>Brachiara arecta</i>	167 ± 92	***	3 633 ± 584	***
<i>Digitaria horizontalis</i>	0		1 581 ± 679	***
<i>Eleusine indica</i>	0		746 ± 95	***
<i>Panicum laxum</i>	0		2 046 ± 743	***
<i>Panicum maximum</i>	0		781 ± 322	***
<i>Roettboellia cochinchinensis</i>	0		385 ± 158	***
<i>Sporobolus pyramidalis</i>	0		375 ± 94	***
Scrophulariaceae				
<i>Lindernia diffusa</i>	0		3 024 ± 198	***
<i>Torenia thoursti</i>	0		1 492 ± 614	***
Solanaceae				
<i>Solanum nigrum</i>	236 ± 408	***	1 576 ± 204	***
Musaceae				
<i>Grande naine</i>	9 874 ± 547	***	3 534 ± 879	***

^aNombre de nématodes par 100 g de racines fraîches pour les échantillons infestés

^bStatut d'hôte (* médiocre, ** bon ; *** excellent) selon l'échelle de Quénéhervé et al. (1995)

7.1.3.2- Adventices hôtes des Nématodes Parasite Secondaires (NS)

➤ Adventices hôtes de *Helicotylenchus multicinctus*

Seize adventices représentant 55 % de la flore inventoriée comme plante “réservoir”, hébergent ce nématode. Les adventices les plus favorables à *H. multicinctus* appartiennent pour la plupart à la famille des Poaceae. *Eleusine indica* (4 659), *Solanum nigrum* (1 706), *Ludwigia erecta* (1 503), *Phyllanthus amarus* (1 580), *Laportea aestuans* (1 154) ont les niveaux d’infestation les plus élevés (Tableau XI) par rapport aux autres adventices hôtes de *Helicotylenchus multicinctus*.

➤ Adventice hôtes de *Hoplolaimus pararobustus*

Vingt et une adventices représentant (72 %) de la flore inventoriée comme plante “réservoir”, hébergent ce nématode. *Laportea aestuans* (5 385), *Brachiaria arecta* (8 750), *Cyperus esculentus* (9 500), *Conyza sumatrensis* (1 855), *Talinum triangulare* (10 760), *Solanum nigrum* (1 243) ont les niveaux d’infestation les plus élevés (Tableau XI) par rapport aux autres adventices hôtes de *H. pararobustus*.

➤ Adventice hôtes de *Meloidogyne* spp.

Dix neuf adventices inventoriées (65%) hébergent ce nématode. *Sparganophorus sparganophora* (13 544), *Vernonia cinerea* (6 522), *Cyperus esculentus* (8 787), *Digitaria horizontalis* (14 025), *Torenia thourasti* (18 134), *Laportea aestuans* (12 923) ont les niveaux d’infestation les plus élevés (Tableau XI) par rapport aux autres adventices hôtes de *Meloidogyne* spp.

7.1.3.3- Principales adventices hôtes des cinq principales espèces de nématodes

Parmi les 29 espèces hôtes répertoriées en bananeraies, *Solanum nigrum* (Figure 39 A), *Sparganophorus sparganophorus* (Figure 39 B), *Phyllanthus amarus* (Figure 39 C) représentant 10 % de l’ensemble des plantes “réservoirs” de nématodes du bananier, sont les trois adventices qui hébergent les cinq principales espèces. La persistance de ces adventices hôtes, en général, et ces trois dernières espèces, en particulier représentent une source potentielle de développement de ces bioagresseurs.

Tableau XI: Adventices hôtes de *Helicotylenchus multicinctus*, *Hoplolaimus pararobustus*, *Meloidogyne* spp en bananeraies.

Plantes Famille / Espèce	<i>H. multicinctus</i> ^c		<i>H. pararobustus</i> ^d		<i>Meloidogyne</i> spp	
	N/ 100 g ^a	Statut ^b	N/ 100 g	Statut	N/ 100 g ^a	Statut
Amaranthaceae						
<i>Amaranthus viridis</i>	0		100 ± 548	*	0	
Asteraceae						
<i>Ageratum conyzoides</i>	250 ± 724	***	0		50 ± 576	*
<i>Conyza sumatrensis</i>	0		1 855 ± 2 324	***	0	
<i>Sparganophorus sparganophora</i>	10 ± 452	*	31 ± 764	**	13 544 ± 8 997	***
<i>Synedrella nodiflora</i>	0		200 ± 968	***	0	
<i>Vernonia cinerea</i>	870 ± 1 025	***	0		6 522 ± 4 065	***
Capparidaceae						
<i>Cleome ciliata</i>	43 ± 849	**	0		9 522 ± 6 754	***
Cyperaceae						
<i>Abildaardia filamentosa</i>	0		700 ± 1 032	***	100 ± 479	*
<i>Cyperus sphacelatus</i>	0		667 ± 985	***	0	
<i>Cyperus esculentus</i>	428 ± 643	***	9 500 ± 3 544	***	8 787 ± 6 468	***
<i>Kyllinga erecta</i>	67 ± 185	**	417 ± 977	***	8 600 ± 5 078	***
<i>Mariscus cylindristachyus</i>	0		222 ± 675	***	0	
Euphorbiaceae						
<i>Croton lobatus</i>	0		87 ± 578	**	43 ± 783	*
<i>Phyllanthus amarus</i>	1 580 ± 973	***	250 ± 2 034	***	1 000 ± 9 51	**
Onagraceae						
<i>Ludwigia erecta</i>	1 503 ± 1 084	***	0		0	
Poaceae						
<i>Brachiara arecta</i>	0		8 750 ± 4 754	***	667 ± 847	**
<i>Digitaria horizontalis</i>	0		500 ± 897	***	14 025 ± 6 978	***
<i>Eleusine indica</i>	4 659 ± 2 597	***	31 ± 898	**	31 ± 754	*
<i>Panicum laxum</i>	560 ± 891	***	260 ± 769	***	0	
<i>Panicum maximum</i>	906 ± 789	***	861 ± 1 879	***	357 ± 723	**
<i>Roettboellia cochinchinensis</i>	154 ± 425	***	231 ± 694	***	3 538 ± 5 532	***
<i>Sporobolus pyramidalis</i>	42 ± 312	**	0		458 ± 793	**
Portulacaceae						
<i>Portulaca oleracea</i>	0		667 ± 693	***	0	
<i>Talinum triangulare</i>	0		10 760 ± 4 585	***	0	
Rubiaceae						
<i>Spermacocce verticillata</i>	445 ± 874	***	545 ± 1 034	***	0	
Scrophulariaceae						
<i>Torenia thourasti</i>	0		0		18 134 ± 3 978	***
Solanaceae						
<i>Solanum nigrum</i>	1 706 ± 2 465	***	1 243 ± 6 025	***	209 ± 495	**
Urticaceae						
<i>Laportea aestuans</i>	1 154 ± 4 803	***	5 385 ± 3 872	***	12 923 ± 8 796	***
Musaceae						
<i>Grande naine</i>	3 848 ± 5 746	***	1 875 ± 4 047	***	2 238 ± 6 746	***

^aNombre de nématodes par 100 g de racines fraîches pour les échantillons infestés

^bStatut d'hôte (* médiocre, ** bon ; *** excellent) ;

^c*Helicotylenchus multicinctus* ; ^d*Hoplolaimus pararobustus* selon l'échelle de Quénéhervé et al. (1995)

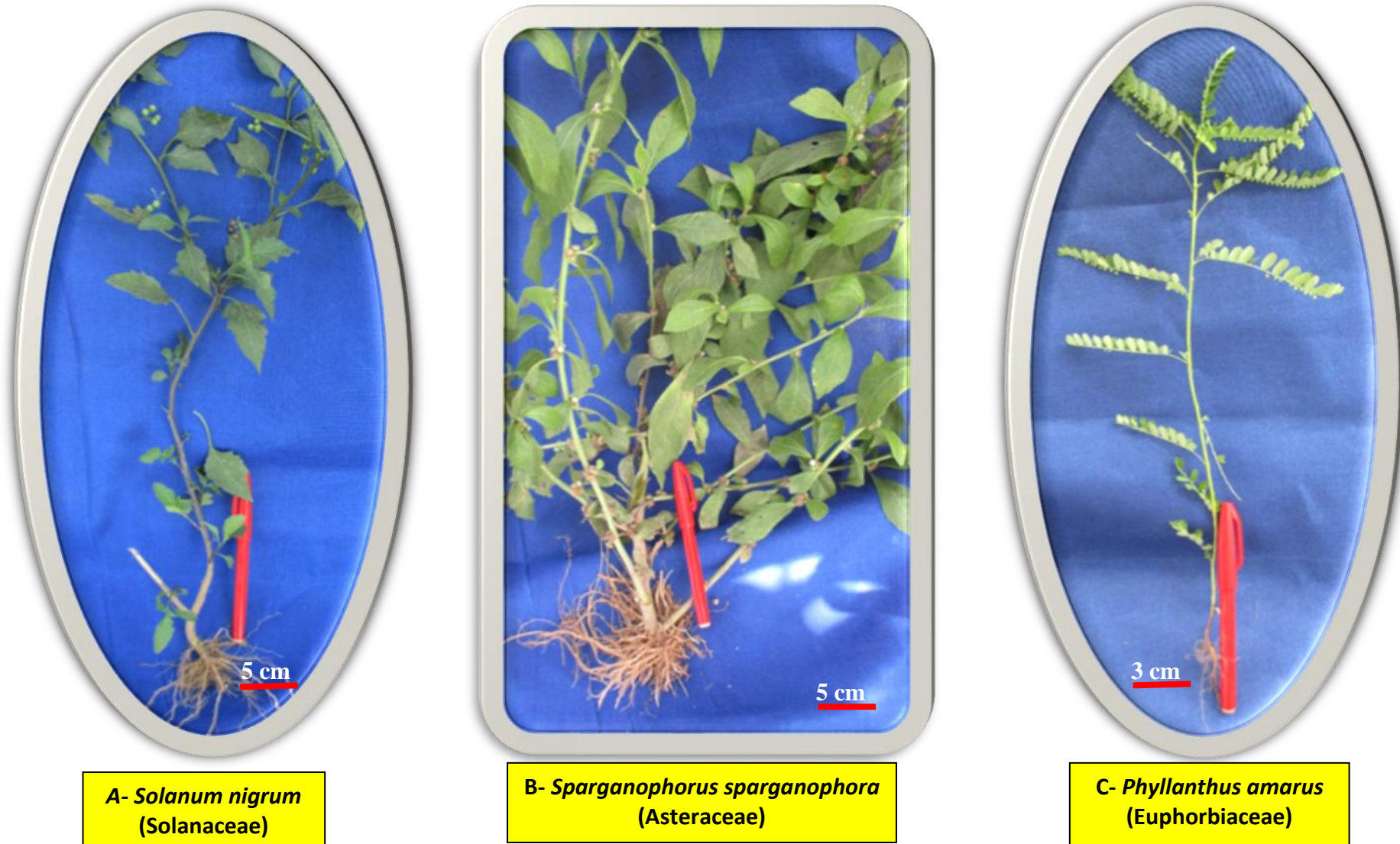


Figure 39 : Principales adventices favorables au développement des cinq principales espèces de nématodes du bananier : *R. similis*, *P. coffeae*, *H. multicinctus*, *H. pararobustus*, *Meloidogyne* spp.

7.1.4- Interactions entre *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en serre

R. similis et *P. coffeae* sont deux espèces qui ont le même comportement trophique (endoparasites migrants) vis-à-vis du bananier. Ainsi, par des inoculations artificielles simples (espèces séparées) ou double (espèces ensemble) de ces deux espèces en serre sur la *Grande naine* (environ 90 % du verger ivoirien), cette étude vise à apprécier : *i*) l'impact démographique de la coexistence des deux espèces et *ii*) les dégâts provoqués par la coexistence de ces deux espèces sur les paramètres de croissance des bananiers.

7.1.4.1- Evolution des populations de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*

➤ Inoculation simple

Aux faibles niveaux d'inoculum (1 000 *R. similis* et 1 000 *P. coffeae*), les populations finales observées pour *P. coffeae* à 30 jours (3 500 individus/100 g) ; à 60 jours (3 600 individus/100 g) et à 90 jours (5 000 individus/100 g) ont respectivement été supérieures (Figure 40A) à celles de *R. similis* (400 ; 800 et 3 800 individus/100 g). Après les trois dépotages (30, 60, 90 jours), le cumul des populations finales obtenues a donné un ratio (*P. coffeae*/*R. similis*) de 2,4.

Lorsque l'inoculum initial passe de 1 000 à 5 000 (*R. similis* et *P. coffeae*), les populations finales ont augmenté et dépassé 10 000 individus pour chacune des espèces au terme de 90 jours d'expérimentation (Figure 40B). Toutefois, contrairement aux inoculations faibles, les populations cumulées observées pour les inoculations élevées ont donné après les trois dépotages (30, 60, 90 jours) : 19 800 *P. coffeae* contre 19 300 *R. similis* ; soit un ratio (*P. coffeae*/*R. similis*) de 1,02. Cependant, la comparaison des deux ratios (2,4 et 1,02) a mis en évidence une baisse de 57,5 % de la population de *P. coffeae*.

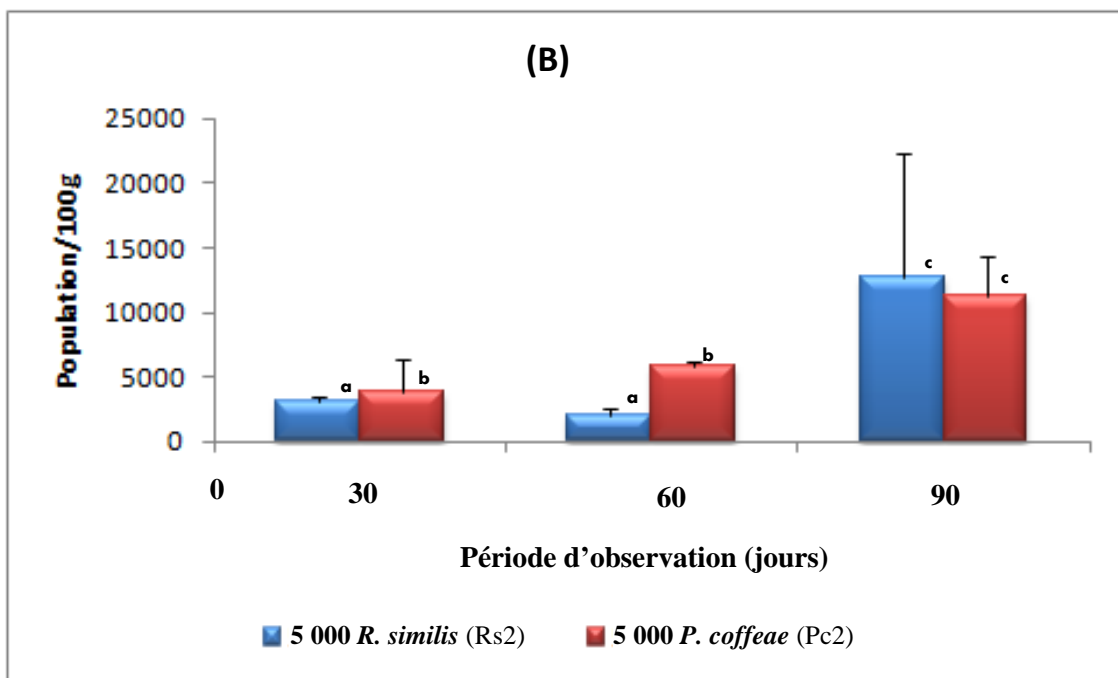
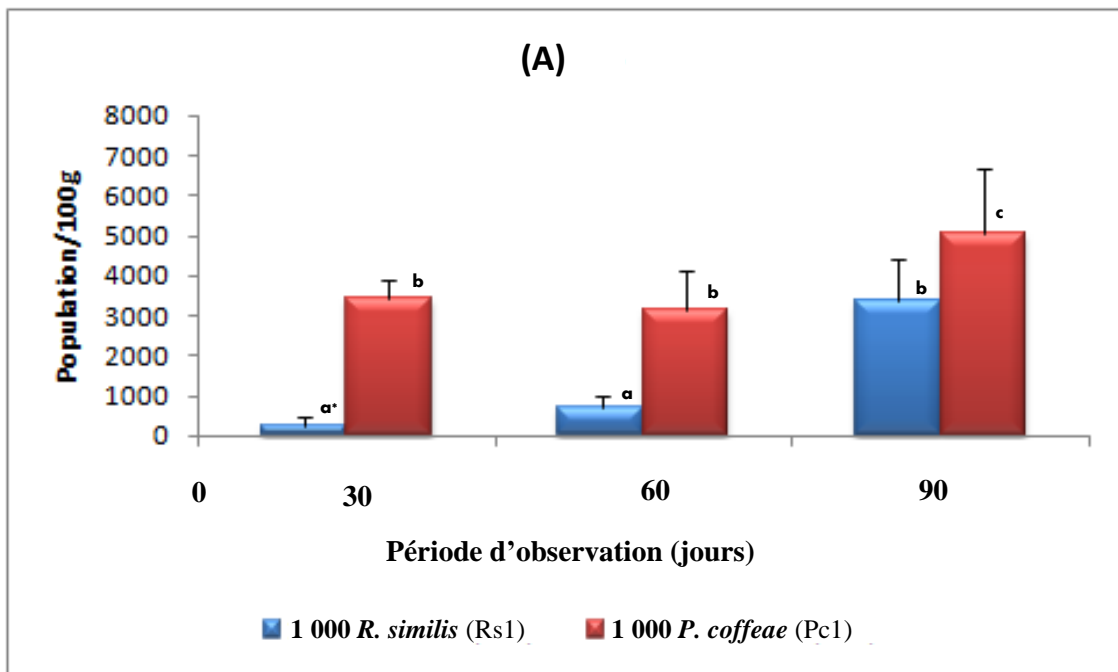


Figure 40 : Evolution des populations de *R. similis* et *P. coffeae* dans les racines de bananiers en inoculation monoxénique

A : Inoculation simple avec 1 000 individus

B : Inoculation simple avec 5 000 individus

*Les valeurs suivies des mêmes lettres ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le Test de Newman et Kheul

➤ Inoculation mixte

La dynamique de populations observées à 30, 60 et 90 jours de dépotages (Figure 41), a permis de dégager pour les inoculations mixtes ; deux tendances au regard de l'indice "IC" (Tableau XII) :

1- *P. coffeae* (0,28 ; 2,68 et 1,60) a présenté des valeurs positives ($IC > 0$) tant en inoculation équilibrée (1 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae*) que déséquilibrée (1 000 *R. similis* + 5 000 *P. coffeae* ; 5 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae*) ;

2- *R. similis* (-0,20 ; -0,26 et -0,69) a présenté des valeurs négatives ($IC < 0$) aussi bien en inoculation équilibrée (1 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae*) que déséquilibrée (1 000 *R. similis* + 5 000 *P. coffeae* ; 5 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae*).

Ce constat avec ces deux tendances "IC" opposées, semble révéler une compétition interspécifique pour ces espèces dont le profil trophique est identique.

7.1.4.2- Incidence de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* sur la croissance végétative

➤ Sur le système foliaire

L'examen de l'incidence de *R. similis* et *P. coffeae* sur les quatre paramètres du système foliaire (Tableau XIII), a montré que le rythme d'émission ($1,08 \pm 0,50$ à $1,25 \pm 0,87$ feuilles par semaine) d'une part et la surface foliaire ($56,43 \pm 10,41$ à $83,94 \pm 21,03$ cm² par semaine) d'autre part ont constitué des groupes homogènes avec les Témoins. Ces deux paramètres semblent n'avoir pas été significativement affectés par les populations de nématodes. En revanche, la hauteur des plants ($8,41 \pm 1,17$ à $9,23 \pm 1,17$ cm) et le diamètre du pseudotrunc ($11,78 \pm 1,11$ à $13,05 \pm 1,36$ cm) ont été sensibles à *R. similis* et *P. coffeae* dont les inoculations simples et mixtes ont provoqué une différence significative par rapport aux Témoins ($10,33 \pm 1,32$ cm et $15,19 \pm 2,61$ cm respectivement). Cette incidence néfaste a permis d'observer avec l'inoculum de 5 000 *P. coffeae*, un taux de réduction 29,05 et 21,49 % respectivement pour le diamètre du pseudotrunc et la hauteur des plants.

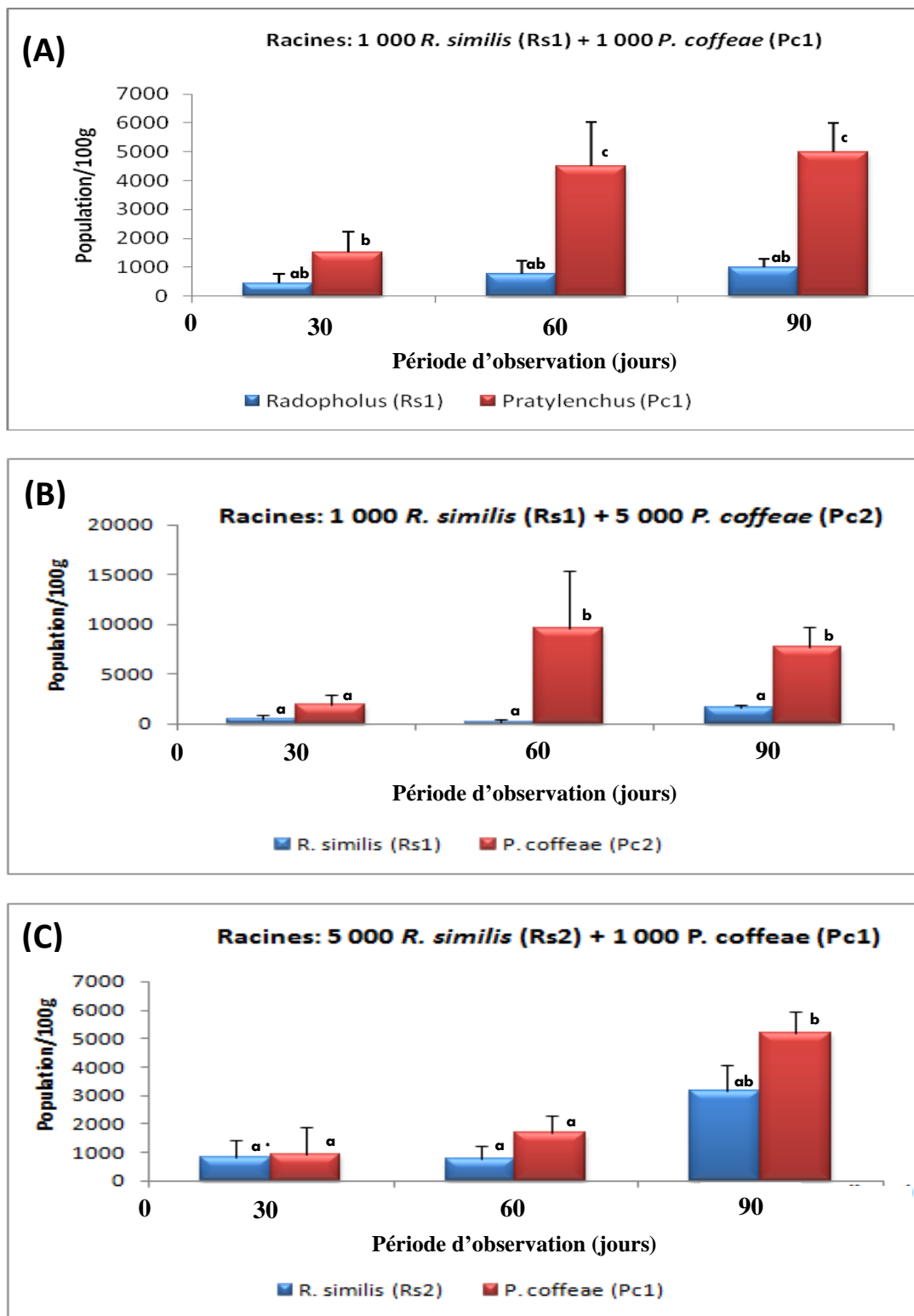


Figure 41 : Evolution des populations finales de *R. similis* et *P. coffeae* dans les racines de bananier en fonction de leurs populations initiales en inoculation mixte

A : Inoculation double équilibrée (1 000 *R. similis* "Rs1" + 1 000 *P. coffeae* "Pc1")

B et C: Inoculation double déséquilibrée (1 000 *R. similis* + 5 000 *P. coffeae* et 5 000 *R. similis* + 1 000 *P. coffeae*)

*Les valeurs suivies des mêmes lettres ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 % selon le Test de Newman et Kheul

Tableau XII : Indice d'accroissement des populations de *R. similis* et *P. coffeae* pour l'ensemble des trois dépotages

Inoculation		Indice d'accroissement de populations (IC)		
<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	Objet	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>
Simple				
1000		(RS ₁)	0,10 bc	
5000		(RS ₂)	0,06 bc	
	1000	(Pc ₁)		1,63 ab
	5000	(Pc ₂)		0,20 bc
Mixte				
1000	5000	(RS ₁ + Pc ₂)	- 0,20 bc	0,28 bc
1000	1000	(RS ₁ + Pc ₁)	- 0,26 bc	2,68 a
5000	1000	(RS ₂ + Pc ₁)	- 0,69 c	1,60 ab

Les valeurs en colonne qui sont suivies des mêmes lettres ne sont pas significativement différentes au seuil $\alpha = 5\%$ selon Newman et Kheul

Légende

Rs1 : *Radopholus similis* 1 000 individus
 Rs2 : *Radopholus similis* 5 000 individus
 Pc1 : *Pratylenchus coffeae* 1 000 individus
 Pc2 : *Pratylenchus coffeae* 5 000 individus

Pour ces deux paramètres sensibles aux nématodes, la réponse des plants (Y) aux différents niveaux d'inoculum (X) a fait apparaître une corrélation négative qui s'ajuste à une droite de régression linéaire d'équation $Y_1 = -0,25X + 10,20$ ($R^2 = 0,73$) pour la hauteur du plant (Figure 43A) et $Y_2 = -0,51X + 14,74$ ($R^2 = 0,86$) pour le diamètre du pseudotrunc (Figure 43B).

➤ Sur le rhizome

L'examen de l'incidence de *R. similis* et *P. coffeae* sur la croissance du rhizome (Tableau XIV), a montré que le poids ($27,99 \pm 6,91$ g à $30,82 \pm 8,27$ g) et le diamètre ($36,552 \pm 6,10$ cm à $41,71 \pm 1,95$ cm) du bulbe constituent des groupes homogènes avec les Témoins (T0). Ces deux composantes semblent n'avoir pas été significativement affectés par les populations de nématodes. En revanche, l'indice de densité de racines ($15,33 \pm 4,77$ à $19,67 \pm 4,58$) et le poids de matières fraîches de racines ($7,40 \pm 2,23$ g à $9,31 \pm 2,70$ g) ont été sensibles à *R. similis* et *P. coffeae* dont les inoculations simples et mixtes ont provoqué une différence significative par rapport aux Témoins ($23,11 \pm 7,59$ et $13,49 \pm 8,97$ g respectivement). Cette incidence néfaste a permis d'observer avec l'inoculum de 5 000 *P. coffeae*, un taux de réduction de 33,60 % pour l'indice de densité racinaire avec l'inoculum de 1 000 *R. similis* et 45,10 % pour le poids de matières fraîches des racines avec l'inoculum de 5 000 *R. similis*.

Pour ces deux paramètres sensibles aux actions néfastes de *R. similis* et *P. coffeae*, la réponse des plants (Y) aux différents niveaux d'inoculum (X) a fait apparaître une corrélation négative qui s'ajuste à une droite de régression linéaire d'équation $Y_1 = -0,95X + 22,42$ ($R^2 = 0,88$) pour l'indice de densité racinaire (Fig. 42A) et $Y_2 = -0,63X + 11,85$ ($R^2 = 0,64$) pour le poids frais des racines (Figure 43B).

Tableau XIII : Incidence de l'inoculation de *R. similis* et *P. coffeae* sur les paramètres du système foliaire de la variété *Grande naine* (*Musa AAA*).

Nématodes		Système foliaire			
Inoculum	Objet	Hauteur du plant (cm)	Emission foliaire (/semaine)	Surface foliaire (cm ²)	Diamètre du pseudotrunc (cm)
0	T0	10,33 ± 1,32 b	1,22 ± 1,05 a	83,94 ± 21,03 a	15,19 ± 2,61 b
1 000 RS (Rs1)	T1	9,23 ± 1,17 a	1,14 ± 0,53 a	62,26 ± 12 a	13,05 ± 1,36 a
1 000 PC (Pc1)	T2	8,99 ± 0,88 a	1,08 ± 0,50 a	72,74 ± 17,05 a	12,74 ± 2,19 a
5 000 RS (Rs2)	T3	8,59 ± 1,07 a	1,17 ± 0,50 a	73,58 ± 22,03 a	11,78 ± 1,11 a
5 000 PC (Pc2)	T4	8,41 ± 1,17 a	1,14 ± 0,88 a	56,43 ± 10,41 a	12,15 ± 4,31 a
Rs1 + Pc2	T5	9,11 ± 2,04 a	1,19 ± 0,67 a	68,61 ± 28,05 a	12,42 ± 1,95 a
Rs1 + Pc1	T6	9,13 ± 0,71 a	1,25 ± 0,87 a	79,57 ± 23,92 a	13,8 ± 3,19 a
Rs2 + Pc1	T7	8,86 ± 1,52 a	1,22 ± 0,78 a	73,43 ± 6,32 a	13,02 ± 1,71 a
Test d'analyse de variance		S	NS	NS	S
P		0,0005	0,59	0,07	0,000001

Légende

Dans la même colonne, les moyennes (± Ecartype) suivies de la même lettre alphabétique ne sont pas significativement différentes selon le Test de Newman et Kheul.

P : Probabilité **S** : Différences significatives **NS** : Différences non significatives

Rs1 : *Radopholus similis* 1 000 individus

Rs2 : *Radopholus similis* 5 000 individus

Pc1 : *Pratylenchus coffeae* 1 000 individus

Pc2 : *Pratylenchus coffeae* 5 000 individus

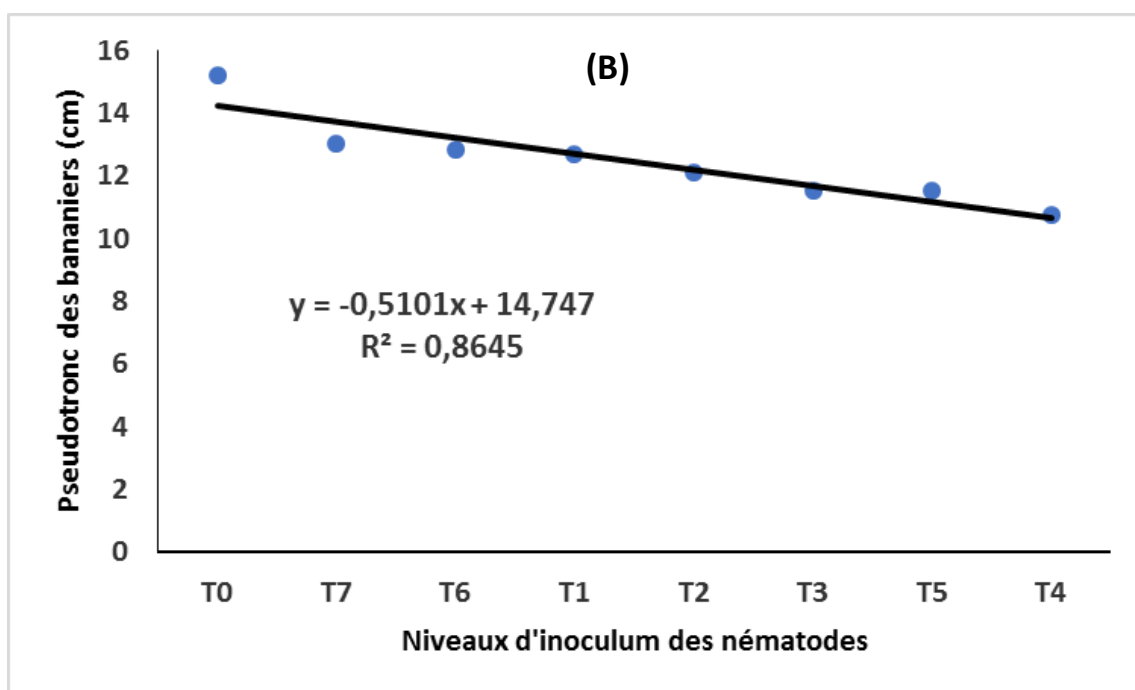
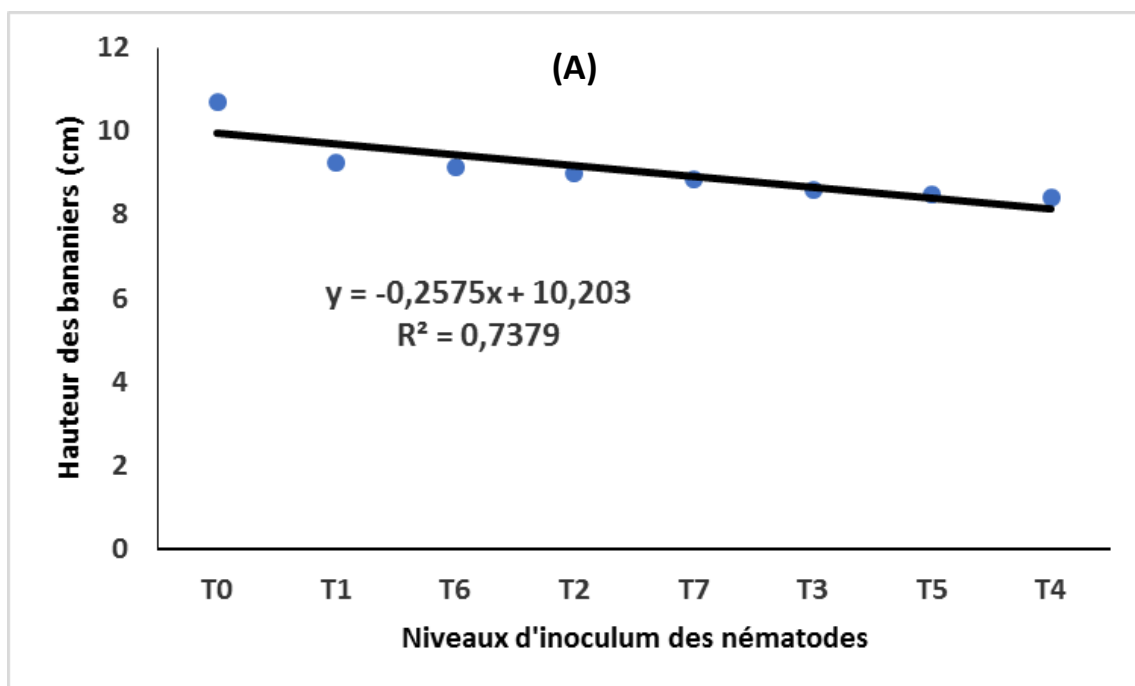


Figure 42: Réponses des vitro-plants de *Grande Naine* (*Musa AAA*) aux inoculations de *R. similis* et *P. coffeae*

Légende

T0 : Témoin

T1 : 1 000 *Radopholus similis*

T2 : 1 000 *Pratylenchus coffeae*

T3 : 5 000 *Radopholus similis*

T4 : 5 000 *Pratylenchus coffeae*

T5 : 1 000 *Radopholus similis* + 5 000 *Pratylenchus coffeae*

T6 : 1 000 *Radopholus similis* + 1 000 *Pratylenchus coffeae*

T7 : 5 000 *Radopholus similis* + 1 000 *Pratylenchus coffeae*

A : Hauteur des vitro plants de bananiers

B : Diamètre du pseudo tronc des vitro plants de bananiers

Tableau XIV : Incidence de l'inoculation de *R. similis* et *P. coffeae* sur les composantes du rhizome de la variété *Grande naine* (*Musa AAA*).

Nématodes		Composantes du rhizome			
Inoculum	Objet	Indice de densité racines	Poids de racines (g)	Poids du bulbe (g)	Diamètre du bulbe (cm)
0	T0	23,11 ± 7,59 b	13,49 ± 8,97 b	36,18 ± 14,40 a	40,96 ± 6,08 a
1 000 RS (Rs1)	T1	15,33 ± 4,77 a	8,58 ± 3,10 a	27,99 ± 6,91 a	39,11 ± 4,64 a
1 000 PC (Pc1)	T2	18,88 ± 3,14 a	8,46 ± 0,88 a	30,74 ± 3,87 a	40,21 ± 3,38 a
5 000 RS (Rs2)	T3	17,33 ± 2,55 a	7,40 ± 2,23 a	27,82 ± 5,23 a	36,52 ± 6,10 a
5 000 PC (Pc2)	T4	15,78 ± 3,96 a	7,49 ± 2,39 a	24,57 ± 7,50 a	37,77 ± 4,28 a
Rs1 + Pc2	T5	18,01 ± 3,28 a	8,86 ± 1,68 a	30,82 ± 8,27 a	40,66 ± 5,01 a
Rs1 + Pc1	T6	19,67 ± 4,58 a	9,31 ± 2,70 a	30,70 ± 4,34 a	41,71 ± 1,95 a
Rs2 + Pc1	T7	17,11 ± 4,51 a	8,60 ± 3,02 a	29,32 ± 5,57 a	40,43 ± 3,91 a
Test d'analyse de variance		S	S	NS	NS
P		0,005	0,04	0,121	0,246

Légende

Dans la même colonne, les moyennes (\pm Ecartype) suivies de la même lettre alphabétique ne sont pas significativement différentes selon le Test de Newman et Kheul.

P : Probabilité **S** : Différences significatives **NS** : Différences non significatives

Rs1 : *Radopholus similis* 1 000 individus

Rs2 : *Radopholus similis* 5 000 individus

Pc1 : *Pratylenchus coffeae* 1 000 individus

Pc2 : *Pratylenchus coffeae* 5 000 individus

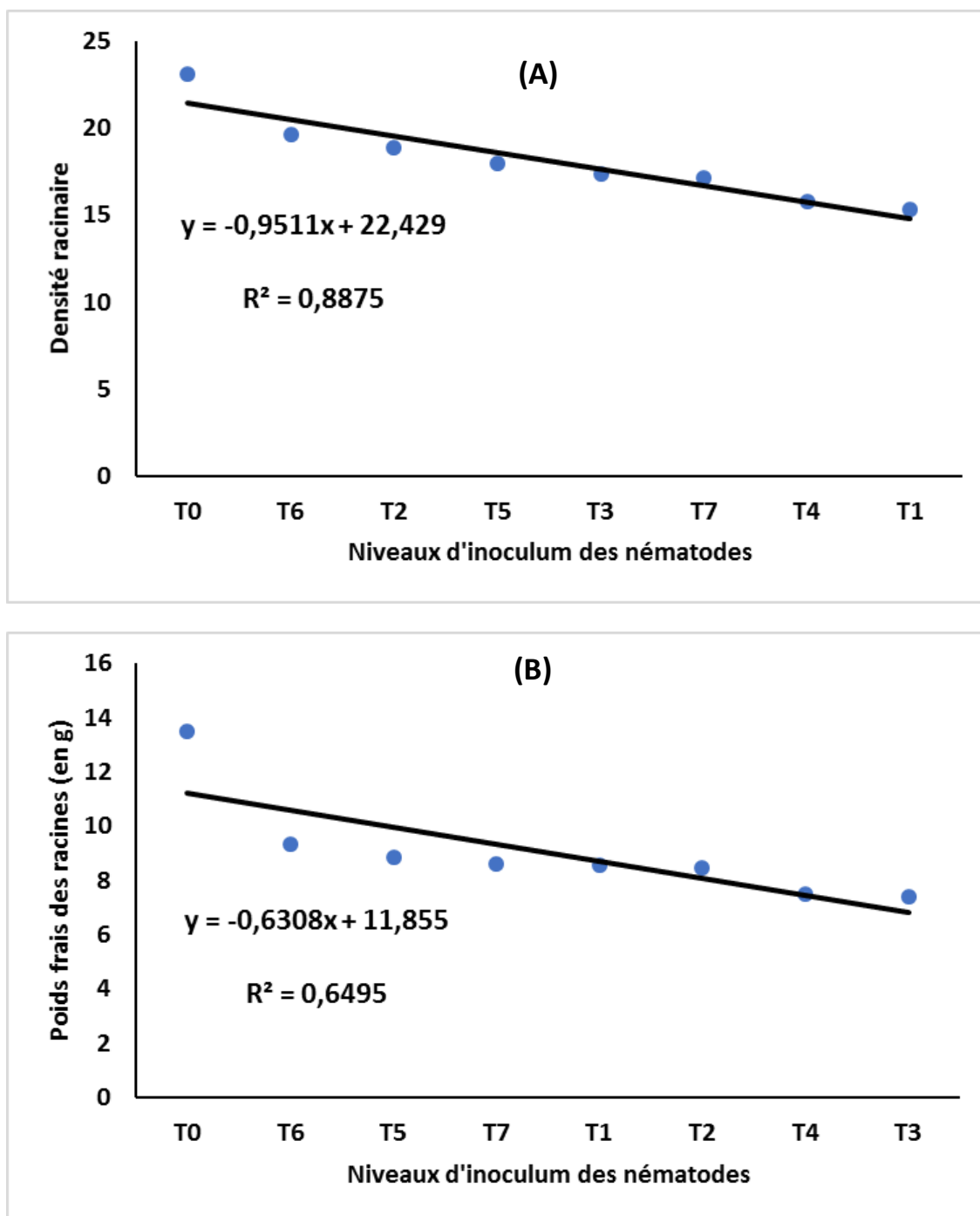


Figure 43 : Réponses des vitro-plants de *Grande Naine* (*Musa AAA*) aux inoculations de *R. similis* et *P. coffeae*

Légende

- T0 : Témoin
 - T1 : 1 000 *Radopholus similis*
 - T2 : 1 000 *Pratylenchus coffeae*
 - T3 : 5 000 *Radopholus similis*
 - T4 : 5 000 *Pratylenchus coffeae*
 - T5 : 1 000 *Radopholus similis* + 5 000 *Pratylenchus coffeae*
 - T6 : 1 000 *Radopholus similis* + 1 000 *Pratylenchus coffeae*
 - T7 : 5 000 *Radopholus similis* + 1 000 *Pratylenchus coffeae*
- A : Densité racinaire des vitro plants de bananiers
 B : Poids des racines des vitro plants de bananiers

7.2- STRATEGIE DE GESTION DE *R. SIMILIS* ET *P. COFFEAE* PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE *TITHONIA DIVERSIFOLIA*

7.2.1- Statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* vis-à-vis de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en serre

Le suivi hebdomadaire durant 16 semaines de multiplication de *R. similis* et *P. coffeae* dans les racines inoculées de *T. diversifolia*, a montré une dynamique des populations de nématodes *in situ* en deux phases (Figure 44). La première phase située dans les six premières semaines après inoculation est marquée par deux pics de populations de nématodes dans les racines. Le 1^{er} pic est observé à la deuxième semaine tandis que le second moins prononcé que la première est apparue à la sixième semaine. Durant cette phase de pénétration active des nématodes, *R. similis* et *P. coffeae* se sont retrouvés groupés *in situ* (Figure 45) dans une position assez éloignée par rapport au cylindre central de la racine de *T. diversifolia*.

Cette 1^{ère} phase, a été suivie de la seconde qui contrairement à la précédente a été caractérisée par une baisse généralisée des populations de *R. similis* et *P. coffeae*. dans les racines de la 7^{ème} jusqu'à la 16^{ème} semaines. Durant ces 10 semaines, le taux de nématodes observé dans les racines a été nul.

7.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers avec *Tithonia diversifolia*

7.2.2.1- Pratique courante de jachère observée dans les bassins de production

L'analyse des données d'archives (Tableau VII) collectées à partir des fiches de suivi des carrés d'exploitation, a révélé que les jachères (Figure 46) occupent en moyenne 19 % de la surface globale emblavée dans les trois bassins de production (Tableau XV). Le taux élevé (22 %) a été observé dans le SUD COMOE, contrairement aux deux autres bassins (AGNEBY-TASSA et DISTRICT ABIDJAN & Grands PONTS) où le taux de présence des jachères a représenté 18 % des superficies emblavées. Les jachères arbustives à base de légumineuses à croissance rapide telles que *Acacia mangium* ou *A. auriculiformis* (Figure 46A) ont été utilisées lorsque l'abandon du carré (jachère) est prévu pour de longue durée (plus de 24 mois). En revanche, les jachères de courte durée n'excédant pas 24 mois ont été en général dominées par les adventices spontanées (Figure 46B).

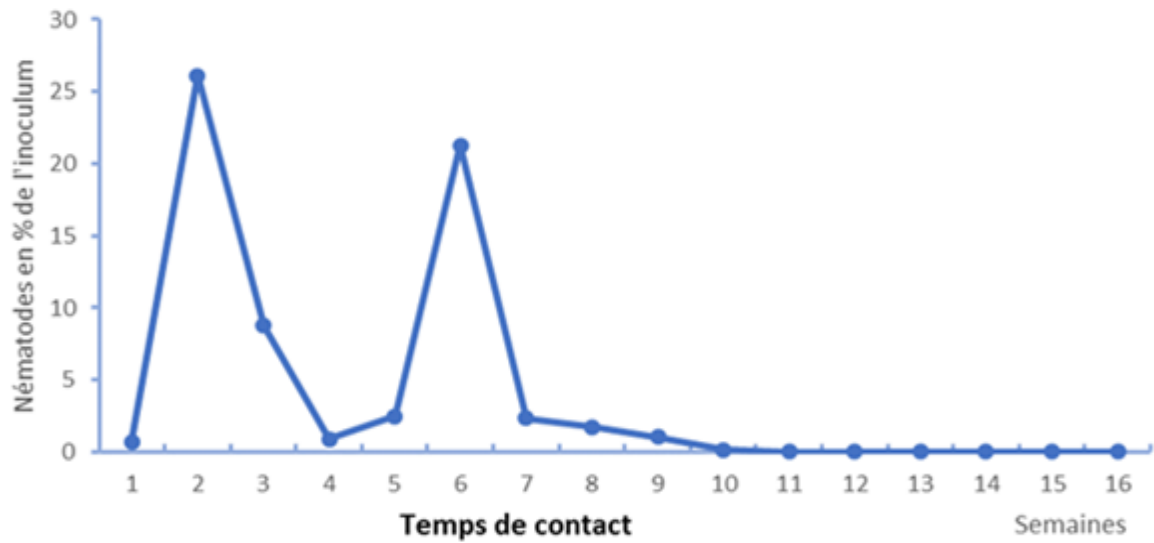


Figure 44: Evolution hebdomadaire de 300 individus (*R. similis* + *P. coffeae*) inoculés aux racines de *T. diversifolia* en vase de végétation en condition de serre à la station de recherche de Bimbresso

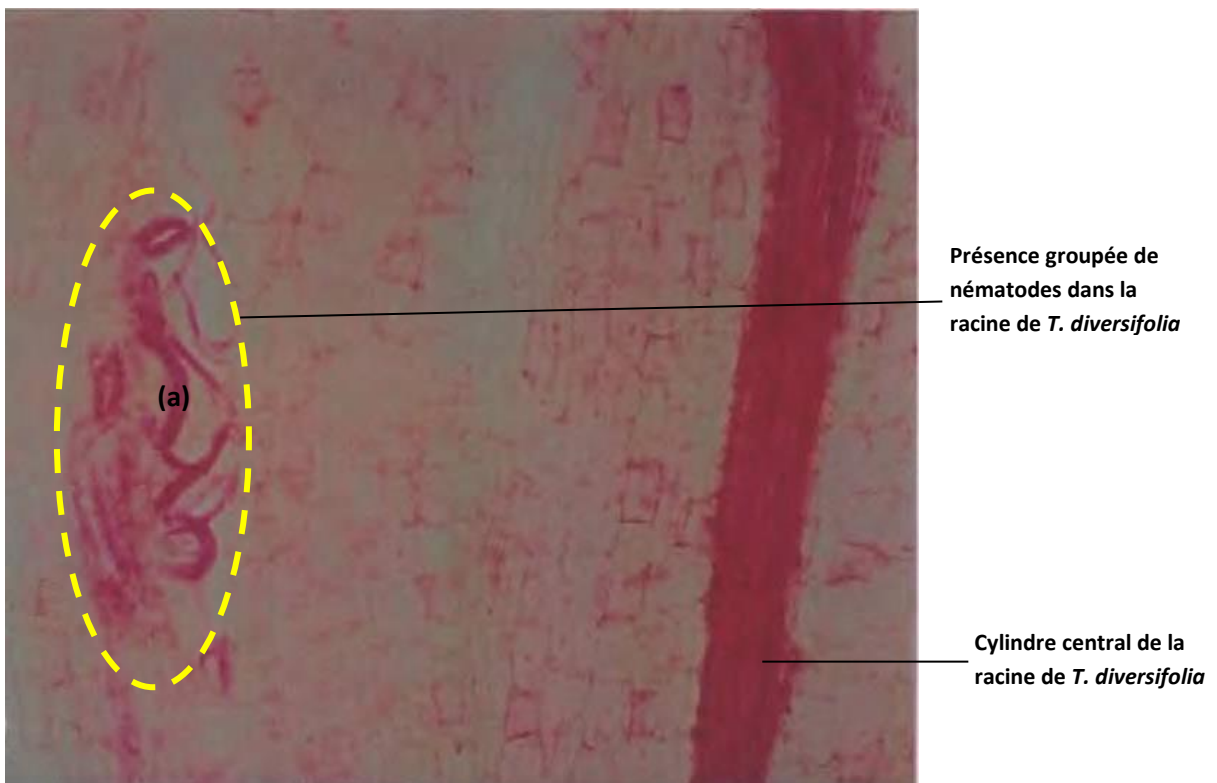


Figure 45 : Racine inoculée de *T. diversifolia*, écrasée entre deux plaques de verre, montrant la présence de *R. similis* et *P. coffeae* *in situ*, 1 à 6 semaines après inoculation
(a) Nématodes *in situ* : 1 cm = 45µm

7.2.2.2- Incidence de *Tithonia diversifolia* sur les adventices en interculture de bananiers

A partir de la pépinière de boutures de *T. diversifolia* (Figure 47A), le dispositif de jachère contrôlée a été mis en place. Le répiquage réalisé dans un rayon de 50 cm (Figure 47B) du bananier dévitalisé à raison d'un plant de *T. diversifolia* par souche, a permis de faire deux constats. D'abord, chacune des boutures a donné lieu à d'importantes ramifications (Figure 48A). Ensuite, au bout de six mois de végétation de *T. diversifolia*, il y a eu la formation d'une épaisse canopée qui a totalement recouvert le sol (Figure 48B). L'effet induit par cette canopée a eu une incidence néfaste la flore adventice. Car, lorsque cet effet de *T. diversifolia* a été comparé à celui d'une jachère spontanée (naturelle), il y a eu la quasi disparition (Figure 49) des autres adventices notamment celles appartenant aux familles des Poaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae et Cyperaceae qui ont renfermé la majorité des hôtes des nématodes.

7.2.2.3- Incidence de *T. diversifolia* sur les populations de *R. similis* et *P. coffeae* en interculture de bananiers

Durant les six mois de jachère contrôlée, *T. diversifolia* a développé une biomasse racinaire importante et blanchâtre sans nécroses, malgré le contact avec les rhizomes de bananiers (Figure 50 A) ; sources potentielles d'inoculum résiduel de *R. similis* et *P. coffeae*. Par ailleurs, le diagnostic de la qualité d'assainissement de la jachère contrôlée (Figure 50 B), a montré un pic de populations de nématodes à 2 mois (1 600 individus/100 g), suivi d'une régression des infestations à 4 mois (300 individus/100 g) et 6 mois (moins de 10 individus/100 g). Aux termes de ces six mois de végétation, l'assainissement du sol par *T. diversifolia* vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* a présenté entre les infestations du sol en nématodes (Y) et la durée de la jachère à *T. diversifolia* (X), une relation inversement proportionnelle. Cette relation s'ajuste à une courbe d'équation : $Y = 1012,9X^{-3,73}$ avec un coefficient de détermination élevé ($R^2 = 0,82$).

Tableau XV: Répartition des surfaces en production et les jachères dans les bassins de production.

Régions	Superficie des exploitations (ha)			Jachère	
	Totale	en production	Jachère	%	Moyenne
AGNEBY-TIASSA (Agboville)	2 647	2 170,54	476,46	18	
DISTRICT et Grds PONTS (Abidjan)	1 723	1 412,86	310,14	18	19,33 ± 2,31
SUD COMOE (Aboisso)	1 526	1 190,28	335,72	22	

132



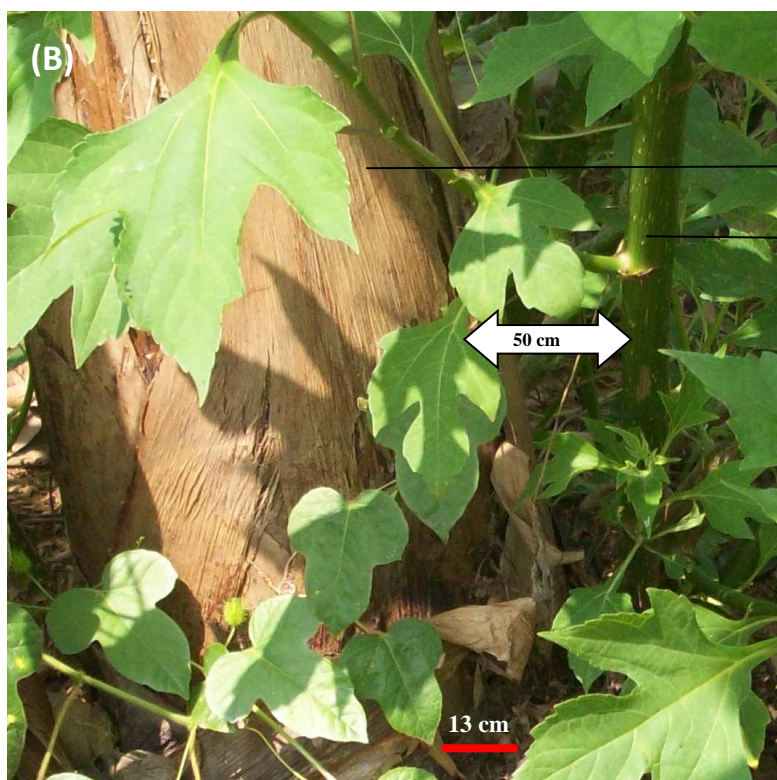
Figure 46 : Principales jachères observées durant l'interculture des bananiers dans les bassins de productions.

A : Jachère de longue durée (plus de 2 ans) à base de légumineuses arborées à croissance rapide (*Acacia mangium*, *A. auriculiformis*)

B : Jachère spontanée dominée par les adventices



Pépinière de *T. diversifolia*
après 2 mois de bouturage



Souche dévitalisée de bananier
en période de jachère contrôlée

Tige répiquée de *T. diversifolia*

Figure 47: Mise en place de la jachère contrôlée à base de *T. diversifolia*

A : Pépinière débourré de *T. diversifolia*

B : Dispositif de la jachère réalisé à raison de ‘un plant de *T. diversifolia* par bananier’



Branches de *T. diversifolia* à partir d'une seule bouture



Canopée épaisse de *T. diversifolia* développée au dessus du sol

Figure 48 : Développement végétatif de *T. diversifolia* aux termes de six mois de jachère.

A : Ramifications de tiges

B : Canopée épaisse de *T. diversifolia* développées au dessus du sol

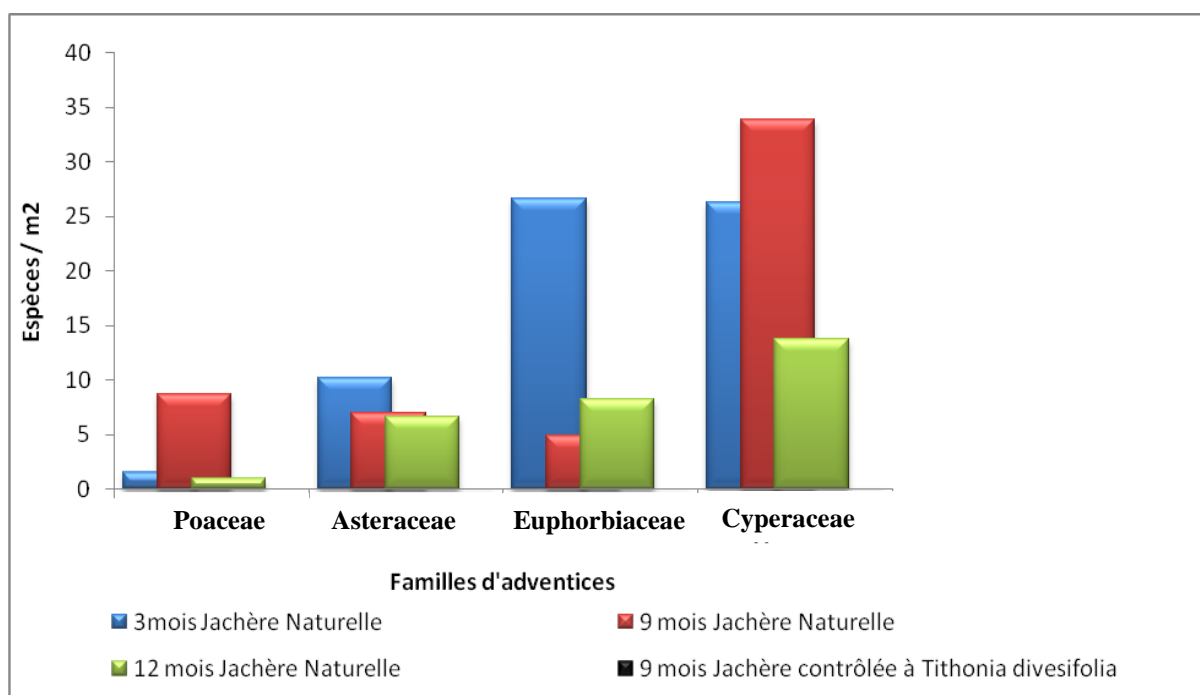


Figure 49: Incidence des jachères spontanées et contrôlées à base de *T. diversifolia* sur le développement des principales familles d'adventices "réservoirs" de nématodes

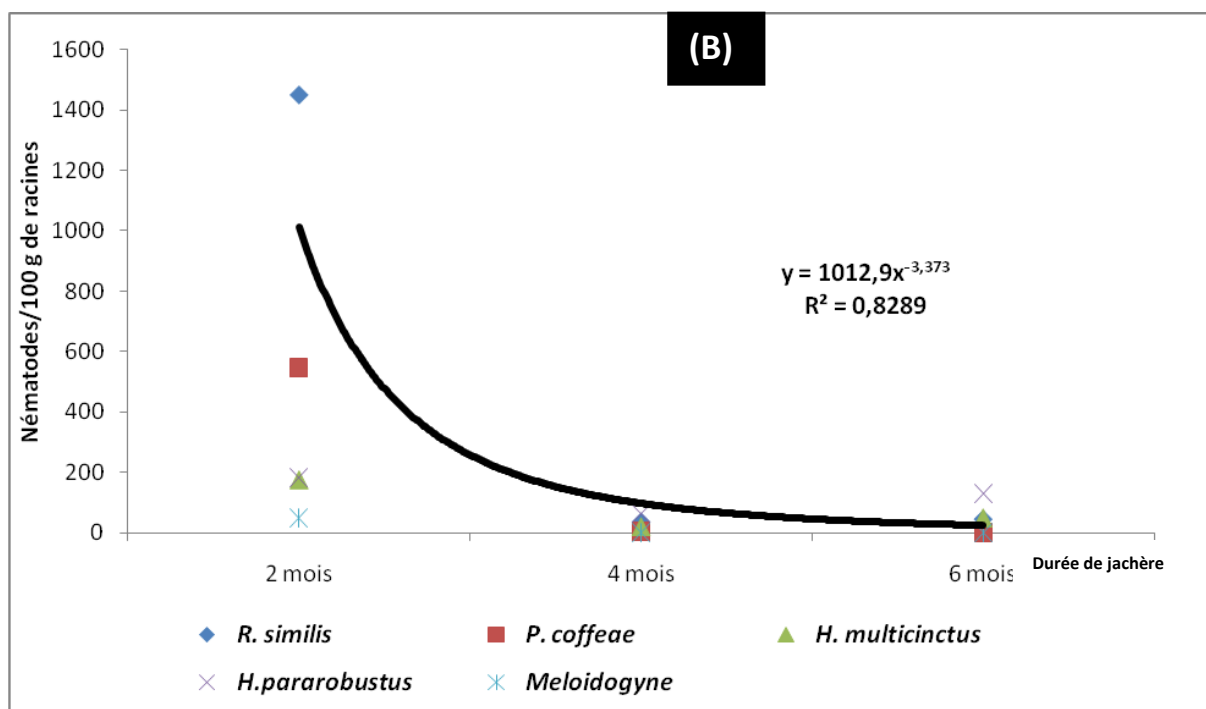
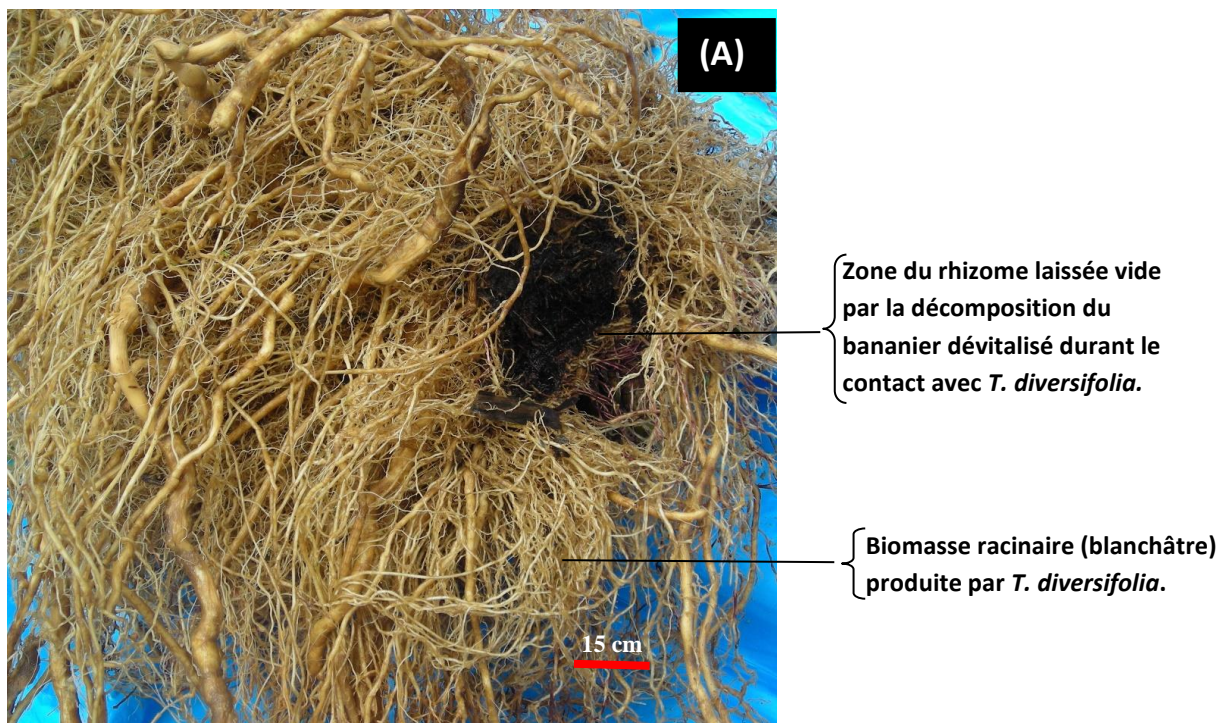


Figure 50 : Développement de la biomasse racinaire de *T. diversifolia* et la réduction des populations de nématodes en interculture de bananiers

A : Biomasse racinaire développée par *T. diversifolia* après six mois de jachère contrôlée

B : Evolution des populations de nématodes en six mois de jachère contrôlée

7.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de *Tithonia diversifolia* sur les vitro plants de bananiers

7.2.3.1- Effet sur la réinfestation des parcelles des vitro plants de bananier par *R. similis* et *P. coffeae*

Durant le 1^{er} cycle de production des bananiers, le suivi des populations de *R. similis* (Figure 51) et de *P. coffeae* (Figure 52), a montré que :

- les infestations des parcelles en culture continue (Référence) ont été plus élevées (au-delà 1 000 individus/100 g) que celles observées avec les vitro plants transplantés après le précédent jachère à *T. diversifolia*.
- dans les parcelles issues de ce précédent jachère à *T. diversifolia*, les populations des nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) quel que soit le traitement appliqué, n'ont pas excédé 300 individus/100 g depuis la phase végétative des bananiers (50 jours après planting) jusqu'à la phase de production (211 jours après planting).

Au 2^{ème} cycle de production des bananiers en révanche, il y a eu une remontée des populations de *R. similis* et *P. coffeae* se répartissant en trois classes (Figure 53):

- infestations très élevées ($10\ 001 < \text{individus}/100\ \text{g} < 20\ 000$) a concerné moins de 10 % des parcelles expérimentales ;
- infestations intermédiaires ($5\ 001 < \text{individus}/100\ \text{g} < 10\ 000$) ont été observées dans 5 à 10 % des parcelles ;
- infestations "seuil" tolérables par les bananiers ($1\ 000 < \text{individus}/100\ \text{g} < 5\ 000$) ont été constatées dans 10 % des parcelles expérimentales pour *R. similis* (Figure 53A) contre 40 % pour *P. coffeae* (Figure 53B).

7.2.3.2- Effet de la jachère sur les paramètres de récolte des vitro plants de bananier

L'analyse des données de récoltes durant deux cycles successifs de production des bananiers (Tableau XIV et XV), a fait ressortir un effet significatif des précédents culturaux (Bananiers/bananiers et *T. diversifolia*/bananiers) sur deux paramètres agronomiques notamment le nombre de mains par régime et le poids des régimes. Pour le nombre de mains par régime, la parcelle "Référence de Bananiers/bananiers" a connu l'ablation ciblée des dernières mains (2 à 3) selon la norme en vigueur chez le planteur.

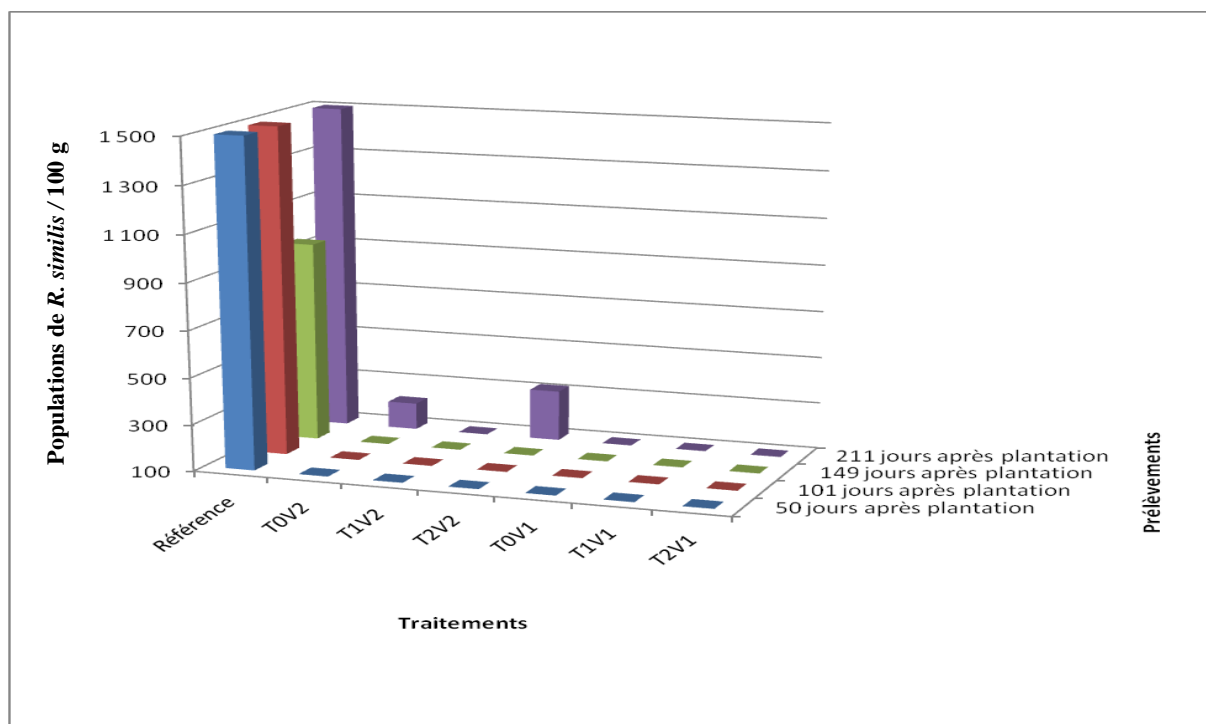


Figure 51 : Réinfestation post jachère des vitro plants de bananiers par *R. similis* de 50 jours après planting jusqu'à la floraison (211 jours) durant le 1^{er} cycle de production

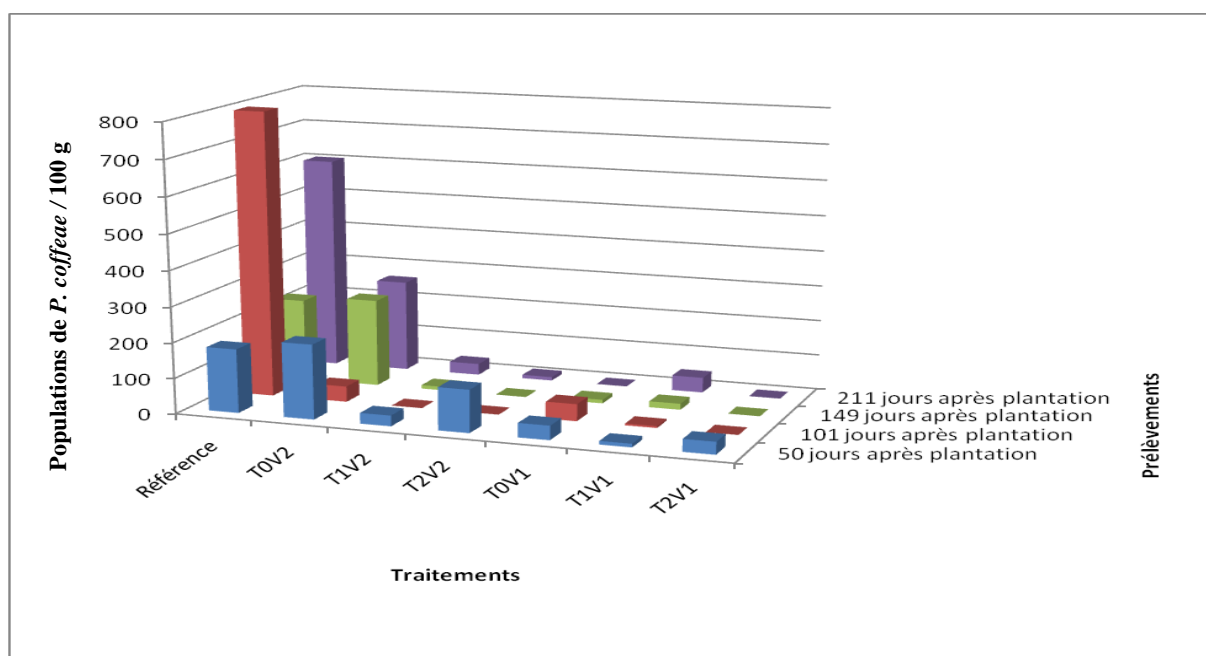


Figure 52 : Réinfestation post jachère des vitro plants de bananiers par *P. coffeae* de 50 jours après planting jusqu'à la floraison (211 jours) durant le 1^{er} cycle de production

Légende

V1 : Vitro plants de bananiers traités à la pépinière avec un bio-nématicide (Némastin© : 10^{10} de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) à raison de 20 ml produit / bananier.

V2 : Vitro plants de bananiers (témoin) non traités à la pépinière.

Référence : Bananiers en cours de production (4^{ème} et 5^{ème} cycles) de production

T0 : Sans application de nématicide.

T1 : Application de Bio-nématicide (Némastin© : 10^{10} de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) uniquement au 1^{er} cycle de production à intervalle régulier de 4 mois.

T2 : Application tous les 4 mois de nématicide (Nématorin©, matière active : phostiazate) à la dose de 30 g / bananier uniquement au 1^{er} cycle de production

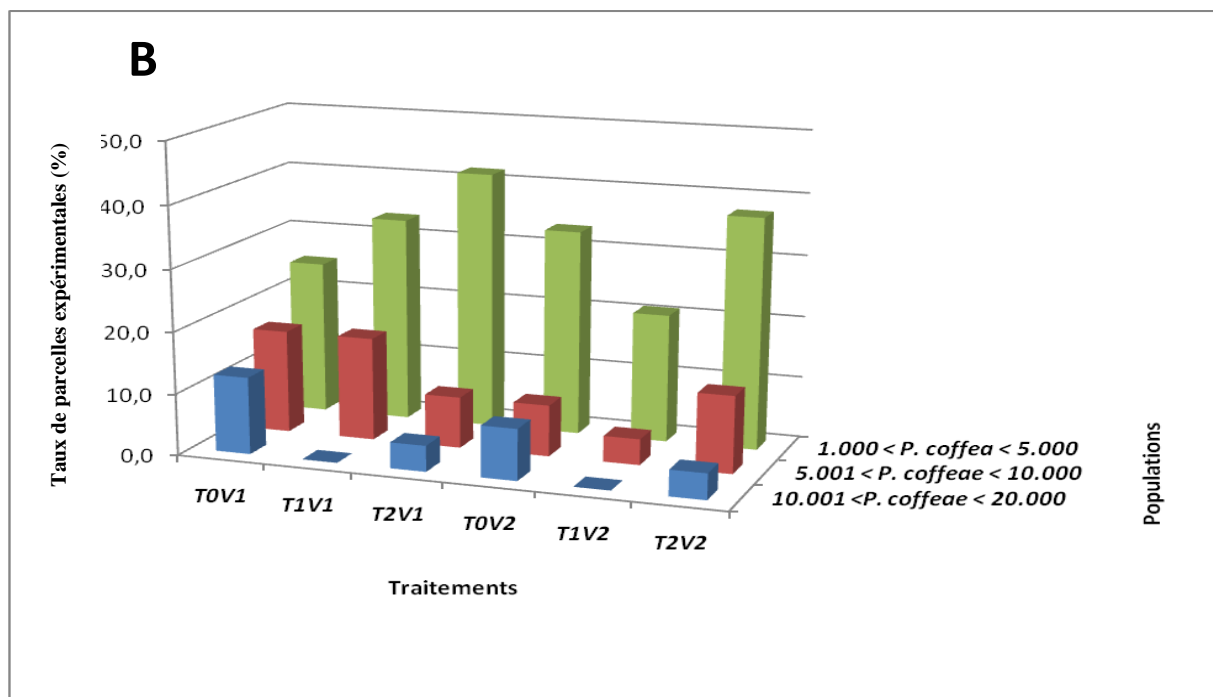
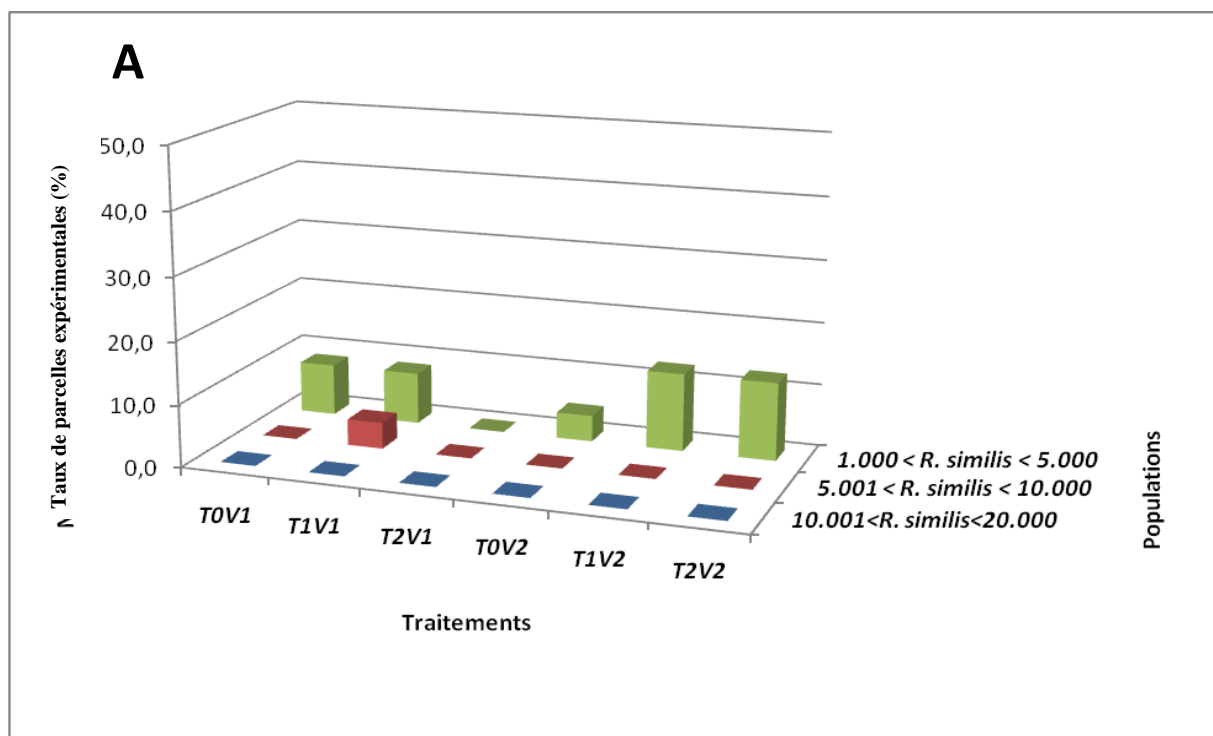


Figure 53 : Prévalence post jachère des populations de *R. similis* (A) et *P. coffeae* (B) dans les parcelles de vitro plants de bananier au 2^{ème} cycle de production.

Légende

V1 : Vitro plants de bananiers traités à la pépinière avec un bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) à raison de 20 ml produit / bananier.

V2 : Vitro plants de bananiers (témoin) non traités à la pépinière.

Référence : Bananiers en cours de production (4^{ème} et 5^{ème} cycles) de production

T0 : Sans application de nématicide.

T1 : Application de Bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) uniquement au 1^{er} cycle de production à intervalle régulier de 4 mois.

T2 : Application tous les 4 mois de nématicide (Nématorin©, matière active : phostiazate) à la dose de 30 g / bananier uniquement au 1^{er} cycle de production

En revanche, les parcelles établies sur le précédent-jachère à base de *T. diversifolia* n'ont pas été prises en compte pour cette opération d'ablation à cause du caractère juvénile des vitro plants de bananier. Ainsi, il y a eu 6 mains/régime pour la parcelle ''Référence'' qui est significativement différent des 8 observées pour le précédent jachère à *T. diversifolia*. Toutefois, cette opération d'ablation a permis un remplissage convenable des doigts restant de sorte que le grade (paramètre de qualité du fruit) des régimes est demeuré statistiquement identique pour l'ensemble des parcelles expérimentales.

Pour le poids des régimes, les tonnages obtenus ont pu atteindre 44 t/ha (soit 24,3 kg/régime) au 1^{er} cycle (Tableau XVI) et 47 t/ha (soit 25,9 kg/régime) au 2^{ème} cycle (Tableau XVII) dans les parcelles issues des précédents jachères à *T. diversifolia* contre 30 t/ha (soit 16,5 kg/régime) avec la ''Référence de Bananiers/bananiers''. Ainsi, par rapport à la ''Référence'', la pratique de six mois de jachère à *T. diversifolia* a provoqué une amélioration de la production. Ainsi, le rendement a augmenté de 142 à 147 % au 1^{er} cycle (Tableau XVI) puis de 155 à 159 % au 2^{ème} cycle (Tableau XVII) ; ce qui correspond à un gain de production de 14 t/ha et 17 t/ha respectivement au 1^{er} et 2^{ème} cycle. La progression de production observée d'un cycle à un autre est de 21 %.

Tableau XVI : Production des vitro plants de bananiers (nombre de mains, grade des fruits et poids des régimes) au 1^{er} cycle en fonction des traitements

Traitements		Paramètres de récolte au 1 ^{er} cycle de production			
Parcelles	Objets	Nombre de mains/régime	Grade des doigts (cm)	Poids du régime (kg)	Gain de récoltes par rapport à la "Référence"
Référence	P1	6 ± 0,48 b	31,2 ± 1,03 a	16,5 ± 2,97 b	100%
Précédent jachère	T0V1	8 ± 0,53 a	31,3 ± 1,37 a	24,3 ± 3,43 a	147,27%
	T1V1	8,2 ± 1,18 a	31,5 ± 1,10 a	23,7 ± 1,45 a	143,63%
	T2V1	7,8 ± 0,57 a	31,5 ± 1,17 a	24,3 ± 3,24 a	147,27%
	T0V2	8,2 ± 0,84 a	31,5 ± 0,84 a	23,7 ± 2,51 a	143,63%
	T1V2	8,8 ± 0,94 a	31,3 ± 1,34 a	23,5 ± 4,06 a	142,42%
	T2V2	7,8 ± 0,63 a	31,7 ± 1,71 a	24,3 ± 2,42 a	147,27%
	Test d'analyse de variance		S	NS	S
P		0,0005	0,59	0,0007	

Légende

V1 : Vitro plants de bananiers traités à la pépinière avec un bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) à raison de 20 ml produit / bananier.

V2 : Vitro plants de bananiers (témoin) non traités à la pépinière.

Référence : Bananiers en cours de production (4^{ème} et 5^{ème} cycles) de production

P : Probabilité ;

S : Différences significatives

NS : Différences non significatives

Dans une même colonne, les moyennes (± Ecartypes) suivies de la même lettre alphabétique ne sont pas significativement différentes.

T0 : Sans application de nématicide.

T1 : Application de Bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) uniquement au 1^{er} cycle de production à intervalle régulier de 4 mois.

T2 : Application tous les 4 mois de nématicide (Nématorin©, matière active : phostiazate) à la dose de 30 g / bananier uniquement au 1^{er} cycle de production

Tableau XVII : Production des vitro plants de bananiers (nombre de mains, grade des fruits et poids des régimes) au 2^{ème} cycle en fonction des traitements

Traitements		Paramètres de récolte au 2 ^{ème} cycle de production			
Parcelles	Objets	Nombre de mains/régime	Grade des doigts (cm)	Poids du régime (kg)	Gain de récoltes par rapport à la "Référence"
Référence	P1	6 ± 0,48 b	31,2 ± 1,18 a	16,2 ± 1,78 b	100%
Précédent jachère	T0V1	8,5 ± 0,57 a	31,2 ± 1,07 a	25,8 ± 1,89 a	159,26%
	T1V1	8,7 ± 0,77 a	31,2 ± 1,37 a	25,2 ± 1,77 a	155,56%
	T2V1	8 ± 0,67 a	31,2 ± 1,66 a	25,9 ± 3,46 a	159,88%
	T0V2	8,5 ± 0,85 a	31,2 ± 1,18 a	25,2 ± 3,93 a	155,56%
	T1V2	8,7 ± 0,82 a	31,5 ± 0,95 a	25,5 ± 3,06 a	157,41%
	T2V2	8,3 ± 0,53 a	31,2 ± 1,40 a	25,3 ± 3,36 a	156,17%
	Test d'analyse de variance		S	NS	S
	P	0,0005	0,59	0,0007	

Légende

V1 : Vitro plants de bananiers traités à la pépinière avec un bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) à raison de 20 ml produit / bananier.

V2 : Vitro plants de bananiers (témoin) non traités à la pépinière.

Référence : Bananiers en cours de production (4^{ème} et 5^{ème} cycles) de production

P : Probabilité ;

S : Différences significatives

NS : Différences non significatives

T0 : Sans application de nématocide.

T1 : Application de Bio-nématicide (Némastin© : 10¹⁰ de spores/g de poudre contenant *Arthrobotrys* sp, *Paecilomices* sp) uniquement au 1^{er} cycle de production à intervalle régulier de 4 mois.

T2 : Application tous les 4 mois de nématocide (Nématorin©, matière active : phostiazate) à la dose de 30 g / bananier uniquement au 1^{er} cycle de production

Dans une même colonne, les moyennes (± Ecartypes) suivies de la même lettre alphabétique ne sont pas significativement différentes.

CHAPITRE VIII- DISCUSSION

8.1- ANALYSE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DES BANANERAIES

8.1.1- Répartition des principales espèces de nématodes dans les bananeraies

Dans les trois grands bassins de production (SUD COMOE, DISTRICT ABIDJAN, AGNEBY TIASSA), la culture du bananier se fait de façon intensive. Cette pratique culturale engendre généralement des contraintes biotiques (parasites, ravageurs etc..) et abiotiques (fertilisation, drainage, irrigation etc..) qui lorsqu'elles ne sont pas bien maîtrisées, influencent de façon notable la pérennité de la plante.

S'agissant du parasitisme lié aux nématodes, *Helicotylenus multicinctus* ; *Hoplolaimus pararobustus* ; *Radopholus similis* ; *Meloidogyne* spp, étaient les espèces communément rencontrées au début du développement de la culture industrielle de banane dessert en Côte d'Ivoire (Luc et Villardebo, 1961 ; C.E.S, 1965). Cette nématofaune était dominée par *R. similis* (O'Bannon, 1977). A partir des années 1980, différents auteurs ont rapporté la présence d'une nouvelle espèce : *Pratylenchus coffeae* (Sarah, 1985 ; Fargette & Quénéherve, 1988 ; Adiko, 1988). Pour la culture de banane dessert (Fargette et Quénéherve, 1988), cette présence de *P. coffeae* était localisée à Diby dans le bassin de production du SUD COMOE qui est une zone frontalière avec le Ghana où l'espèce avait été signalée par Addoh (1971). Les foyers actuels de *P. coffeae* s'observent dans 11 des 17 exploitations prospectées qui se répartissent dans les trois bassins de production plus ou moins éloignés les uns des autres. Plus spécifiquement dans les bassins de production de d'Agboville (AGNEBY-TIASSA) et d'Aboisso (SUD COMOE), *P. coffeae* a été classée espèce 'Fréquente et Abondante'. Ce résultat met en évidence l'évolution considérable du front de contamination des bananeraies industrielles en Côte d'Ivoire par *P. coffeae* et corrobore les travaux antérieurs d'enquêtes faunistiques en culture de bananiers plantain (Adiko et N'Guessan, 2001 ; Loubana et al., 2007) qui ont rapporté la cohabitation des deux nématodes endoparasites migrateurs (*R. similis* et *P. coffeae*) en Afrique de l'Ouest et du Centre.

Cette présence de *P. coffeae* dans l'ensemble des principaux bassins de production est révélatrice des dangers liés aux mouvements non réglementés du matériel végétal de plantation (Adiko et N'Guessan, 2001).

En effet, avant l'utilisation généralisée des vitro plants de bananiers indemnes de nématodes (Marie et al. 1993 ; Mateille et al. 1994), le matériel végétal de plantation était constitué uniquement par les rejets dont les rhizomes sont des sources potentielles de dissémination de populations résiduelles de nématodes (Quénéhervé et Cadet, 1985). Car les techniques anciennement en vigueur (Loos, 1961 ; Bridge et al., 1997) telles que le parage (nettoyage du bulbe par élimination des parties nécrosées, supposées parasitées par les nématodes) et le pralinage (trempage des rejets nettoyés dans une bouillie contenant un nématicide) n'assuraient pas l'assainissement total de ces rejets (Guérout et al., 1965). Le transport de ce type de matériel végétal de plantation sur de longues distances a certainement contribué à la dissémination dans les trois bassins de production de ces parasites obligatoires du bananier dont les deux espèces (*R. similis* et *P. coffeae*) les plus nuisibles (O'Bannon, 1971 ; Bridge, 1993).

8.1.2- Pérennisation du verger en culture industrielle de bananiers dessert en Côte d'Ivoire

Le résultat d'analyse des données secondaires internes aux exploitations industrielles de banane dessert portant sur le taux des carrés en production continue (Y) en relation avec leur durée de vie (X), a permis de dégager le profil de pérennisation des bananeraies en Côte d'Ivoire dans chaque bassin. Ces équations avec un coefficient de détermination élevé ($0,89 < R^2 < 0,94$) s'ajustent à des sigmoïdes de degré 3. La similitude des trois équations, semble traduire la réponse des efforts de modernisation de la filière banane et particulièrement la mise en œuvre rigoureuse dans les différents bassins prospectés, de l'itinéraire technique recommandé en culture de banane (Lassoudière, 2007). En effet, le document annuel de l'Organisation Centrale des Producteurs et Exportateurs d'Ananas et de Banane (OCAB, 2000), rapporte que durant une décennie (1990-2000), d'importants investissements ont été consentis pour la modernisation de la filière banane dessert en vue de s'adapter à la compétitivité du marché international. Ces investissements d'un montant de 22 407 000 000 F CFA, ont été financés par l'Etat de Côte d'Ivoire à travers l'Union Européenne et permis d'améliorer plusieurs facteurs de production parmi lesquels il convient de souligner : le renforcement de capacité des responsables et des techniciens des exploitations en vue de maîtriser la qualité des fruits ;

la création d'un laboratoire de vitro plants de bananiers pour mettre à la disposition de l'ensemble de la profession, un outil de production de matériel végétal de plantation de qualité (sain et homogène) ; le monitoring de la maladie des raies noires (cercosporiose noire) pour une gestion appropriée des traitements fongicides en bananeraies.

Aux Antilles Françaises, une initiative similaire dénommée "Plan Banane Durable en Guadeloupe et Martinique" a également eu lieu de 2008 à 2013 (Loeillet, 2010). Cette initiative qui intègrait une gestion globale des problèmes liés aux nématodes du bananier comportait, à la différence de celle de la Côte d'Ivoire, deux volets que sont l'utilisation généralisée des vitro plants de bananier comme matériel végétal de plantation (Marie et al., 1993) et la pratique de la jachère à base de "Plantes de services" non hôtes des nématodes du bananier en période d'interculture (Chauvin, 2015), pour réduire la pression parasitaire par l'assainissement des sols infestés. Cette gestion efficace des nématodes par le "matériel sain" implanté dans un "sol assaini", a permis non seulement de réduire de 60% l'utilisation de nématicides, mais surtout d'améliorer la longévité du verger qui est passée de 3-4 ans à 6-10 ans (Chabrier et al., 2004 ; Quénéhervé et al., 2005). En revanche, dans le cas de la Côte d'Ivoire, le soutien étatique de la filière en ce qui concerne la gestion des problèmes liés aux nématodes, s'est limité à la modernisation du matériel végétal de plantation (OCAB, 2000) sans accompagner les producteurs dans l'élaboration de stratégies pour l'assainissement approprié des sols de culture infestés. Cette situation a permis au cours de notre étude, de constater des longévités contrastées du verger selon les bassins de production. Dans le SUD COMOE, les replantations des bananiers interviennent tous les 4 ans, contre 7 ans pour l'AGNEBY-TIASSA et le DISTRICT D'ABIDJAN & Grds PONTS. Pour le premier groupe avec une replantation fréquente des bananiers, notre inventaire faunistique a permis de noter la prévalence de *R. similis* et *P. coffeae*, deux espèces nuisibles en bananeraies (O'Bannon, 1977 ; Bridge, 1993) au niveau de toutes les exploitations (100%) de ce bassin de production. Pour le second groupe avec un renouvellement espacé des plantations, les deux espèces nuisibles cohabitent dans les exploitations avec une proportion variant de 71% (AGNEBY-TIASSA) à 20% (DISTRICT D'ABIDJAN et Grds PONTS). Selon Loeillet (2019), la société SCB et ses planteurs-associés

détiennent dans ces deux derniers bassins de production, 3 347 ha de bananeraies sur les 5 897 ha ; soit 57 % de la superficie globale des plantations prospectées. Or cette multinationale, contrairement aux autres a développé depuis 1993 (Gnonhour, 2017), la lutte contre les nématodes par avertissement en bananeraies. Cet outil d'aide à la décision qui permet une meilleure gestion des infestations des nématodes (Sarah, 1989 ; Quénéhervé, 2005), pourrait en partie expliquer la performance de la longévité du verger observée dans la zone d'influence de la SCB. En tout état de cause, la longévité variable du verger en lien avec la prévalence de *R. similis* et *P. coffeae* met en évidence les conséquences de la gestion sectorielle laissée à l'initiative de chacun des exploitants au sein de la filière banane en Côte d'Ivoire pour réguler les populations de nématodes en bananeraies. Ce danger lié à la non maîtrise des populations de ces deux espèces nuisibles, suggère la nécessité de l'harmonisation de la stratégie de lutte contre les nématodes au sein de la filière banane pour une production durable.

8.1.3- Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies

L'étude du statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en bananeraies a montré que 29 espèces dont *Solanum nigrum* (Solanaceae), *Sparganophorus sparganophora* (Asteraceae), *Phyllanthus amarus* (Euphorbiaceae) sont des hôtes favorables aussi bien des nématodes parasites majeurs (*Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*) que des nématodes parasites secondaires (*Helicotylenchus multicinctus* ; *Hoplolaimus pararobustus* et *Meloidogyne* spp). Ce résultat confirme la polyphagie des nématodes phytoparasites, déjà signalée non seulement en culture de bananiers (Milne et Keetch, 1976 ; Mateille *et al.*, 1994 ; Tano *et al.*, 2017) mais également sur d'autres cultures (Gnonhour et Téhé, 1997 ; Anwar *et al.*, 1992). Par ailleurs, l'assainissement des sols de bananeraies infestées par les nématodes est une préoccupation récurrente pour les planteurs. Ce problème semble maintenant se poser avec acuité pour la production de la banane dessert destinée à l'exportation parce que les applications de pesticides en générale et d'herbicides en particulier font de plus en plus l'objet de mesures restrictives (Wilson et Otsuki, 2004). Il est intéressant de noter qu'au cours de nos inventaires floristiques, les Poaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae et Cyperaceae qui constituent

les familles dominantes de la flore des bananeraies, renferment plus de 70% d'adventices hôtes des nématodes. Cela suggère que les pratiques culturales en bananeraies qui favorisent la repousse de ces mauvaises herbes, pourrait également accroître les chances de survie de nématodes tels que *R. similis* et *P. coffeae* et permettre ainsi après une période de jachère, la réinfestation rapide de matériel végétal de plantation sain tel que les vitro plants de bananiers (Marie et al., 1993 ; Mateille et al., 1994). Par conséquent, pour maximiser les bénéfices escomptés de l'usage de vitro plants actuellement généralisé dans les bananeraies ivoiriennes (OCAB, 2000), il est nécessaire d'envisager un contrôle strict des mauvaises herbes.

8.1.4- Interactions entre *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en serre

L'inventaire des cultivars utilisés dans les trois principaux bassins de production a révélé la position dominante dans le verger ivoirien, de la variété *Grande Naine* (90% environs), dont la sensibilité à *R. similis* est déjà bien connue (Mateille, 1992 ; Lassoudière, 2007). Avec la présence de *P. coffeae* observée dans près de 70% environs des exploitations, l'impact démographique de la cohabitation des deux espèces ayant le même comportement trophique a été apprécié sur la variété *Grande Naine* au plan nématologique et agronomique.

Pour les inoculations monoxénique, l'analyse des résultats montrent qu'après trois dépotages (30, 60, 90 jours), le cumul des populations finales, donne un ratio (*P. coffeae*/*R. similis*) supérieur à 1 (2,4 et 1,02 respectivement à 1000 et 5000 individus/pot) en faveur de *P. coffeae*. Cette performance de *P. coffeae* par rapport à *R. similis* pourrait être attribuée à sa capacité de coloniser toutes les cellules racinaires et à sa grande vitesse de migration d'une cellule à une autre, trois fois plus élevée que celle de *R. similis* (Kobenan, 2000 ; Araya et De Waele, 2004). Cependant, lorsque le niveau d'inoculum passe de 1000 à 5000 individus/pot, cette augmentation de population se traduit par une regression de la performance de *P. coffeae* de 57,5% (ratio de 2,4 à 1,02). Le volume limité des pots réduisant ainsi la disponibilité de ressources, pourrait être à l'origine de cette contreperformance de *P. coffeae* pour cause d'une surpopulation en milieu contrôlé (Quenehervé, 1990).

Des observations similaires ont été rapportées sous inoculations artificielles en Côte d'Ivoire où les tissus parasités, devenus défectueux de *Gros Michel*, *Poyo* et de *Williams* (Mateille, 1994 ; Koné *et al.*, 2010) ne répondaient plus aux besoins trophiques des parasites.

En situation de cohabitation, les résultats des inoculations dixéniques ont montré que, quel que soit le niveau d'inoculum (équilibré ou déséquilibré) les indices d'accroissement (IC) des populations au cours des trois dépotages (30, 60 et 90 jours) se caractérisent par des valeurs positives (0,28 ; 2,68 ; 1,60 respectivement) pour *P. coffeae* et négatives (-0,20 ; -0,26 ; -0,69 respectivement) pour *R. similis*. Ces deux tendances opposées semblent suggérer une interaction antagoniste entre les deux espèces, due probablement à l'altération des sites nourriciers ou à une insuffisance de ressources pour répondre aux besoins trophiques des nématodes (Norton, 1978 ; Eisenback and Griffin, 1987).

En bananeraie (conditions réelles), la carte sanitaire des trois bassins de production ne révèle la position dominante de *P. coffeae* par rapport à *R. similis* que dans 2 exploitations sur les 11 où cohabitent ces deux espèces ; EGLIN Agboville (AGNEBY TIASSA) et SBM Motobé (SUD COMOE). Au regard de la prévalence démographique de *P. coffeae* sur *R. similis* en vase de végétation (milieu contrôlé), ce constat de terrain paraît surprenant. Selon Dabin et Leneuf (1960), les bananeraies ivoiriennes se caractérisent par une très grande diversité de sols dont la texture (Sundararaju et Jeyabaskaran, 2003), le pH (Quénéhervé, 1988) et la teneur en matière organique (Quénéhervé, 1989) influencent la dynamique des populations de nématodes. Il serait intéressant de mener dans le nouveau contexte de cohabitation de *R. similis* et *P. coffeae*, une étude complémentaire approfondie pour élucider la relation entre les différents substrats de culture des bananeraies et les nématodes.

Les études d'inoculations réalisées en condition contrôlée, ont montré l'impact négatif significatif des niveaux croissants d'inoculum de nématodes (0, 1 000, 5 000 *R. similis* ou *P. coffeae*) sur les paramètres agronomiques (hauteur du plant, diamètre du pseudotrunc, indice de densité de racines, poids frais de racines) de la variété *Grande Naine*. Ces dégâts ont été observés à 1 000 individus quelle que soit l'espèce en présence (*R. similis* et *P. coffeae* seule ou à deux) confirmant ainsi les travaux de Guérout (1972) sur le seuil de tolérance des bananiers vis-à-vis de *R. similis*.

Pour l'espèce *P. coffeae*, les dégâts observés à 1 000 individus dans cette étude sont survenus dans le cas d'une autre étude (Vawa, 2017) à un seuil inférieur au nôtre ; 500 *P. coffeae*. En effet, à l'inoculum de 500 *P. coffeae* sur deux hybrides de banane plantain (PITA 3 et FHIA 21), les paramètres de croissance végétative ont été significativement affectés à tel enseigne que l'inhibition de la nutrition organohydrominérale qu'il a provoquée, s'est traduite par un ralentissement de la croissance du pseudotrunc, de l'émission foliaire, la réduction de la surface foliaire et la faiblesse de la masse des plants. Bien que notre étude n'ait pas pris en compte ce seuil inférieur (500 *P. coffeae*), il est à noter qu'à l'examen des indices d'accroissement (IC) de populations de ces deux espèces sur la variété *Grande Naine* ; les valeurs "IC" sont positives pour *P. coffeae*, et négatives pour *R. similis*. Ce qui pourrait indiquer une agressivité beaucoup plus marquée de *P. coffeae* par rapport à *R. similis*. Ce constat milite en faveur d'un seuil de nuisibilité plus faible s'agissant de *P. coffeae*. Ce seuil de 500 *P. coffeae* proposé par Vawa (2017) paraît réaliste et raisonnable. Car il a été rapporté que l'ensemble des individus aussi bien mâles, femelles que juvéniles (J1 à J4) de *P. coffeae* est infectieux ; contrairement à l'espèce *R. similis* (Villain, 2000 ; Chabrier, 2008).

Il résulte de ce qui précède et en raison de cette nouvelle contrainte biotique marquée par la cohabitation de *P. coffeae* et *R. similis* qui contribue à réduire la longévité des bananeraies, qu'un seuil plus faible de 500 individus/100 g (*R. similis* et *P. coffeae* confondues) soit pris en compte en bananeraies pour une gestion adéquate de la nuisance des nématodes.

8.1.5- CONCLUSION PARTIELLE

Le peuplement des nématodes phytoparasites dans les bananeraies est composé de plusieurs espèces dont *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*. Ces deux espèces qui forment le groupe de Nématodes Endoparasites Migrateurs (NEM) ont occupé une position dominante avec un poids démographique représentant 54 % de la nématofaune globale observée. Quel que soit le bassin de production et l'espèce considérée, la distribution spatiale des nématodes dans les bananeraies s'est présentée en agrégats. Bien qu'appartenant au même groupe trophique (NEM), *P. coffeae* a eu une distribution beaucoup plus agrégée que celle de *R. similis*.

Cependant, lorsque par exemple dans le bassin de production du SUD-COMOE où 100 % des exploitations hébergent ces deux espèces, cette cohabitation est associée à une replantation fréquente du verger. Celle-ci intervient tous les 4 ans au SUD-COMOE contre 7 ans dans les autres bassins (AGNEBY-TISSA et DISTRICT et Grands PONTS). Dans les bananeraies, plusieurs adventices dont *Solanum nigrum* (Solanaceae), *Sparganophorus sparganophora* (Asteraceae), *Phyllanthus amarus* (Euphorbiaceae) ont été des hôtes très favorables à la persistance de *R. similis* et *P. coffeae* dans l'agrosystème bananier. La polyphagie de ces deux espèces et leur impact négatif sur la longévité du verger invitent la recherche à mettre en œuvre une stratégie de lutte efficace contre ces bioagresseurs. Notre contribution à cette démarche est abordée dans le chapitre qui va suivre.

8.2- STRATEGIE DE GESTION DE *R. SIMILIS* ET *P. COFFEAE* PAR LA ROTATION CULTURALE A BASE DE *TITHONIA DIVERSIFOLIA*

8.2.1- Statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* vis-à-vis de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*

En serre, le nombre maximum de nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) ayant pénétré dans la racine de *T. diversifolia* 6 semaines après inoculation est faible (25 % et 20 % du nombre total d'individus inoculés respectivement à la 2^{ème} et 6^{ème} semaine). Selon Kaplan et Keen (1980), l'existence de barrières physiques aux pénétrations de nématodes en général n'est pas efficace contre l'action combinée du stylet et de la libération d'enzymes par le nématode. Ainsi, ce faible taux observé *in situ* pourrait correspondre à l'effectif maximum de nématodes inoculés susceptibles d'infester les racines de *T. diversifolia*. Cependant, une fois à l'intérieur de la racine, il a été observé une présence groupée de *R. similis* et *P. coffeae* durant les 6 premières semaines après inoculation. Cette position grégaire pourrait témoigner de la pénétration d'individus aux mêmes endroits, comme rapporté par Radewald et al. (1971) qui ont observé la pénétration en masse de nématodes au niveau des points d'émergence des racines latérales de jeunes plants de *Citrus jambhiri*. Toutefois, après cette phase de pénétration (6 semaines), il n'y a eu aucun développement de nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) dans les racines de *T. diversifolia* durant dix semaines. L'incapacité de *R. similis* et *P. coffeae* à pouvoir se multiplier *in situ* en vase de végétation de *T. diversifolia* lorsqu'au paravant cette Asteraceae a fait l'objet durant six semaines de tentatives d'invasions, pourrait suggérer l'induction d'un mécanisme de défense (Giebel, 1982) généré pour se préserver des attaques de parasite (Kaplan and Davis, 1987 ; Nicholson and Hammerschmidt, 1992 ; Sijmons et al., 1994 ; Fogain and Gowen, 1996). Ce processus (Rice, 1984 ; Vallette et al., 1998 ; Wuyts et al., 2007) implique en général des composés phénoliques, flavonoïdes, terpénoïdes etc. de même que la lignification des tissus attaqués pour empêcher toute multiplication *in situ* du bioagresseur (Giebel et al. 1970). Toutefois, ce mécanisme de "résistance" de *T. diversifolia* vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* mérite d'être élucidé avec des études complémentaires notamment biochimiques pour compléter les résultats obtenus.

8.2.2- Rotation culturale en interculture de bananiers dans les bassins de production

L'état des surfaces emblavées dans les trois bassins de production prospectés, a révélé la présence de 18 à 22% des carrés de bananiers qui ont été mis en jachère (abandon temporaire de terrain sans peuplement de bananiers). Le taux observé est en deçà de la norme recommandée fixée à 1/3 (soit 33 %) de la surface globale en exploitation industrielle (Lassoudière, 2017). Ce constat qui met en évidence la réticence des exploitants pour l'adoption de cette pratique culturale, pourrait être lié au déficit de production durant la période de la jachère. Les premières tentatives fructueuses en Côte d'Ivoire ont porté sur la jachère nue et l'immersion des carrés de bananiers (Sarah et al. 1983, Mateille et al. 1988). Mais à cause des limites de ces deux pratiques liées au risque d'érosion pour le sol nu d'une part et la topographie souvent très accidentée pour la mise en œuvre convenable de l'immersion des carrés de bananiers d'autre part, le paysage des jachères dans les bananeraies se caractérise de plus en plus par les adventices spontanées. Au cours de cette étude, nos résultats ont montré que certaines familles d'adventices telles que les Poaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Cyperaceae ; renferment à elles seules près de 70% d'espèces hôtes des nématodes du bananier. Pour *R. similis* et *P. coffeae*, ce résultat souligne la difficulté d'établir avec précision l'éventail de leurs hôtes en raison de leur très grande polyphagie. Il serait intéressant pour briser le cycle vital de *R. similis* et *P. coffeae*, de recourir plutôt à une jachère contrôlée à base de plante non hôte de ces deux espèces de nématodes.

Le diagnostic de la qualité d'assainissement du sol par la jachère contrôlée à base de *T. diversifolia* vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae*, a révélé une relation inversement proportionnelle entre les infestations en nématodes (Y) et la durée de la jachère (X) qui s'ajuste à l'équation $Y = 1012,9X^{-3,373}$ avec $R^2 > 80\%$. Au terme de six mois de végétation, *T. diversifolia* a permis une réduction très satisfaisante (plus de 90 %) des infestations de *R. similis* et *P. coffeae*. Des résultats similaires ont été obtenus en bananeraies en Martinique (Ternisien et Ganry, 1990) en douze mois de végétation avec *Crotalaria juncea* et *Canavalia ensiformis*. De récentes études sur le rôle des "plantes de services" ayant comme traits fonctionnels, la régulation des communautés de nématodes en interculture de bananiers (Chauvin, 2015)

accompagnées d'autres mesures sanitaires telles que l'utilisation du matériel végétal sain implanté sur un sol assaini, la création de fossés d'isolation hydrique pour protéger les jachères améliorées, ont permis dans les Antilles françaises (Chabrier et al., 2004; Quénehervé et al., 2005), une amélioration de la productivité des bananeraies. Ces auteurs ont signalé en outre une augmentation de la longévité des bananeraies dont la fréquence de replantation est passée de 3-4 ans à 6-10 ans, avec une diminution des applications de nématicides de 60 %.

A propos du dispositif de jachère contrôlée mis en place au cours de notre étude durant l'interculture, la densité de *T. diversifolia* (1 820 boutures/ha) est équivalente à celle des bananiers. Cette approche visait à établir un contact rapproché entre les racines de *T. diversifolia* et les populations résiduelles de nématodes provenant des souches dévitalisées de bananiers. En effet, le répiquage de *T. diversifolia* a été effectué de préférence dans la rhizosphère de chaque bananier pour deux raisons. D'abord les résultats de prospection ont mis en évidence une distribution agrégée de *R. similis* et *P. coffeae* quelle que soit la bananeraie dans les trois bassins de production, confirmant ainsi les travaux antérieurs sur la répartition des nématodes dans les exploitations conduites suivant le même système de culture (Ferris et al., 1990 ; Hervé et al., 2005). Ensuite le gradient d'infestation spatiale de ces espèces (*R. similis* et *P. coffeae*) en culture de bananiers (Vawa et al., 2015) présente la plus forte concentration de populations (90 %) dans un rayon de 50 cm autour du pseudotrunc. Malgré la proximité de *T. diversifolia* avec un potentiel infectieux de nématodes durant l'interculture de bananiers, les racines de cette Asteraceae a curieusement développé une importante biomasse racinaire blanchâtre (sans nécroses) après six mois de végétation. Ce constat de terrain est en conformité avec l'étude réalisée en vase de végétation.

L'étude rapporte pour la première fois suite aux expérimentations réalisés aussi bien en conditions artificielles (serre) qu'en milieu réel (bananeraie), la possibilité d'utiliser *T. diversifolia* comme une plante de couverture non hôte des nématodes. Elle permet ainsi d'élargir la gamme très étroite de plantes capables de contrôler la polyphagie des nématodes nuisibles (*R. similis* et *P. coffeae*) en bananeraies.

En outre, *T. diversifolia* se bouture aisément, se développe convenablement dans la rhizosphère des bananiers. Selon Tié Bi (2017), *T. diversifolia* serait mieux adaptée aux conditions pédologiques des bananeraies ivoiriennes connues pour la grande diversité de son substrat de culture (Dabin et Leneuf, 1960). En effet, durant l'interculture des bananiers avec différents substrats de culture (sol lourd et compact ; sol limono argileux ; sol léger, sol limono sableux), Tié Bi (2017) a montré qu'en dix mois de végétation, *T. diversifolia* améliore le drainage des sols grâce à la robustesse, la profondeur de pénétration de ses racines. En outre, cet auteur signale qu'avec l'épaisse canopée développée au dessus du sol, cette Asteraceae a favorisé à la fois la prolifération des lombriciens (vers de terre) et la restauration chimique du substrat de culture des bananiers.

8.2.3- Arrière effet du précédent jachère à base de *T. diversifolia* sur les vitro plants de bananier

La replantation de vitro plants de bananiers dans le sol de jachère convenablement assaini vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* par *T. diversifolia* en interculture de bananiers, a permis de réaliser deux cycles de production.

Au plan nématologique, *T. diversifolia* a provoqué la réduction de la pression parasitaire (*R. similis* et *P. coffeae*) de plus de 90% durant l'interculture, et a permis d'observer une réinfestation lente et durable des vitro plants de bananiers. En effet, durant deux phases végétatives (1^{er} et 2^{ème} cycle : croissance-floraison) et de production (1^{er} et 2^{ème} cycle : floraison-récolte) des vitro plants de bananiers, les populations les plus élevées (10 000 < individus/100 g < 20 000) de nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) n'ont été observées que sur une faible proportion de parcelles expérimentales (moins de 10 %). Ce délai (2 cycles de production) met en évidence, la rémanence de l'efficacité nématicide de *T. diversifolia* et suggère ainsi la possibilité d'économie de nématicides. Sur d'autres cultures, l'utilisation des résidus en poudre (Odemi et al., 2014) et l'amendement organique (Atandi, et al., 2017) à base de *T. diversifolia* en lieu place de nématicides, ont permis de réguler les populations nuisibles de nématodes.

Au plan agronomique, les faibles niveaux d'infestations observées dans les parcelles, ont contribué à l'amélioration de la productivité avec un gain de production de 14 t/ha au 1^{er} cycle et 17 t/ha au 2^{ème} cycle. Avec ces effets bénéfiques signalés plus haut d'une part, le développement croissant de la culture de la banane biologique en Côte d'Ivoire dénommée d'après Lassoudière (2007) "banane bio" d'autre part, nos résultats indiquent que l'intégration de *T. diversifolia* dans l'itinéraire technique de production de cet agrosystème en plein essor, pourrait être une alternative à l'usage de nématicides en bananeraies. En effet, de 50 ha en 2013, les superficies emblavées pour la production de la "banane bio" sont passées à 200 ha en 2017; soit environ 3% des surfaces destinées à la production conventionnelle (Loeillet, 2019). Cet agrosystème, tel que défini par le *Codex Alimentarius Commission* rapporté par Nadia (2013), est "un système global de gestion de la production qui évite entre autres intrants agricoles, les pesticides afin d'optimiser la santé et la productivité des communautés interdépendantes de plantes, d'animaux et de personnes". Comme principales stratégies adoptées pour accroître sa résilience au stress, par exemple la contrainte liée aux nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) comme l'a montrée notre étude, cet agrosystème met en œuvre selon Nadia (2013) la rotation, la diversification et l'intégration des cultures. Dans cette perspective, notre étude a montré que *T. diversifolia* peut "briser" le cycle vital de *R. similis* et *P. coffeae* pendant l'interculture des bananiers et permettre la réalisation d'au moins deux cycles de production sans applications de nématicides avec une amélioration notable des récoltes. Ce résultat, pourrait donc faire de *T. diversifolia*, une plante de couverture non hôte des nématodes tout à fait indiquée pour cet agrosystème qui est très exigeant en matière de respect de l'environnement de production. Pour éviter l'usage des fongicides, le Nord de la Côte d'Ivoire qui est défavorable au développement de la cercosporiose noire (Traoré et al., 2016) est de plus en plus devenu une zone de prédilection pour développer la production de la "banane bio". Aussi, pourrait-on envisager au regard de nos résultats, la possibilité de la gestion des nématodes (*R. similis* et *P. coffea*) par *T. diversifolia* dans cette même zone, sans recourir aux nématicides.

Cela permettrait de garantir une productivité durable de ces exploitations par l'adoption de la pratique périodique de jachère contrôlée à base de *T. diversifolia*. Celle-ci pourrait intervenir tous les 4 ans en cas de forte pression parasitaire de nématodes ou tous les 7 ans en cas de faible niveau de populations.

8.2.4-CONCLUSION PARTIELLE

En condition contrôlée (serre), *Tithonia diversifolia* mise en contact avec les nématodes (*R. similis* et *P. coffeae*) a révélé le comportement d'une plante-piège de cette Asteraceae, qui ne favorise pas la multiplication *in situ* de ces deux espèces. En condition réelle (bananeraie), outre cette capacité avérée à "briser" le cycle de développement des nématodes, le développement de la biomasse (aérienne, souterraine) de cette Asteraceae a eu deux effets nocifs sur la nématofaune. Au dessus du sol, il y a eu la formation d'une canopée épaisse de *T. diversifolia* en six mois de végétation. Celle-ci, a agi négativement sur le développement des Poaceae, Euphorbiaceae et Cyperaceae qui renferment la majorité des adventices "réservoirs" de *R. similis* et *P. coffeae*. Dans le sol, *T. diversifolia* a développé sur la même période, une biomasse racinaire importante dans la rhizosphère des souches dévitalisées de bananiers, malgré la proximité de populations résiduelles de nématodes. L'examen visuel de ses organes souterrains a révélé des racines "blanchâtre", indiquant l'absence de nécroses (symptômes d'attaque de nématodes). Ces atouts de *T. diversifolia* ont provoqué en six mois de jachère contrôlée, un assainissement adéquat du sol vis-à-vis des nématodes. L'implantation de matériel végétal sain (vitro plants) dans le sol assaini par *T. diversifolia* a eu pour avantages : *i*) une protection efficace des vitro plants de bananiers contre les nématodes sans avoir eu recours aux nématicides et *ii*) la réalisation de deux cycles de production avec une amélioration de récoltes de banane d'un cycle à l'autre : 147 % (1^{er} cycle) et 156 % (2^{ème} cycle).

CONCLUSION GENERALE

Le premier objectif poursuivi était d'actualiser la cartographie sanitaire de la cohabitation de *R. similis* et *P. coffeae*. Les prospections nous ont permis de savoir que *R. similis* et *P. coffeae* forment avec *Helicotylenchus multicinctus*, *Hoplolaimus pararobustus* et *Meloidogyne* spp. les cinq principales espèces associées aux bananiers. Cette communauté polypécifique présente une configuration qui varie selon les sites des bananeraies. Pour les deux espèces *R. similis* et *P. coffeae*, elles cohabitent dans 11 des 17 exploitations (70% environs de la bananeraie ivoirienne) réparties dans les trois principales régions productrices ; Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS), Aboisso (SUD COMOE) et Agboville (AGNEBY TIASSA). Si la présence de *R. similis*, *H. multicinctus*, *H. pararobustus*, *Meloidogyne* spp. remonte au début du développement de la culture des bananiers en Côte d'Ivoire, celle de *P. coffeae* qui est relativement récente connaît une évolution spatiale remarquable. Initialement localisée à Diby (SUD COMOE) au 3° Longitude, *P. coffeae* est actuellement observée jusqu'à Tiassalé au 5° Longitude Ouest. Cette évolution qualitative de la nématofaune impose la prise en compte de *R. similis* et *P. coffeae* dans la gestion de la nuisance des nématodes dans les bananeraies ivoiriennes.

Le deuxième objectif visant à déterminer les zones de forte pression parasitaire et évaluer l'incidence de la prévalence des nématodes endoparasites migrants (*R. similis* et *P. coffeae*) sur la longévité des bananeraies, a révélé que les exploitations SBM à Motobé, SBMK à Assouba, ELIMA à Aboisso, SAKJ à Akressi et à Diby qui sont toutes situées dans le bassin de production du SUD COMOE hébergent systématiquement *R. similis* et *P. coffeae*. Cette prévalence de *R. similis* et *P. coffeae* dans ce bassin est associée à une longévité de bananeraies beaucoup plus courte que dans les deux autres. La réplantation fréquente du verger qui en découle intervient tous les 4 ans à Aboisso (SUD COMOE) contre 7 ans pour Abidjan (DISTRICT & Grds PONTS) et Agboville (AGNEBY TIASSA).

Par ailleurs, les indices d'accroissement (IC) de populations obtenues après 90 jours d'expérimentation en vase de végétation ont révélé des valeurs opposées ("IC > 0" pour *P. coffeae* et "IC < 0" pour *R. similis*) ; suggérant que la cohabitation des deux espèces endoparasites migrants est marquée par une compétition trophique antagoniste.

Le troisième objectif en rapport avec l'environnement floristique des bananeraies a mis en évidence que certaines mauvaises herbes sont également hôtes des cinq principales espèces de nématodes du bananier. Vingt neuf (29) adventices hôtes dont *Solanum nigrum* (Solanaceae), *Sparganophorus sparganophora* (Asteraceae), *Phyllanthus amarus* (Euphorbiaceae) hébergent aussi bien les Nématodes Endoparasites Majeurs (*R. similis* et *P. coffeae*) que les Nématodes Secondaires (*Helicotylenchus multicinctus*, *Hoplolaimus pararobustus*, *Meloidogyne* spp.). La persistance de ces adventices hôtes pourrait servir de plantes indicatrices de source potentielle de développement de nématodes en bananeraies. A cet effet, la jachère spontanée serait plutôt une pratique à déconseiller dans le bassin du SUD COMOE où les replantations fréquentes (tous les quatre ans) des bananeraies sont liées à la prévalence de *R. similis* et *P. coffeae*. En outre, les Poaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae et Cyperaceae qui constituent les familles dominantes de la flore des bananeraies renferment plus de 70% d'adventices hôtes des nématodes.

Le quatrième objectif consistant à proposer une stratégie de lutte efficace contre *R. similis* et *P. coffeae* a conduit à la mise en œuvre du "vide sanitaire". En réalité cette approche revient à provoquer l'extinction des populations de nématodes par la "famine" durant l'interculture des bananiers (phase de jachère). La première étape a consisté à dévitaliser les souches et rejets de bananiers durant la phase de jachère, pour éliminer toutes les sources trophiques susceptibles d'entretenir une population résiduelle de nématodes. La seconde étape a été réalisée par l'installation d'un dispositif de jachère contrôlée à base de *T. diversifolia* dont le statut de plante non hôte des nématodes a été établi au préalable en vase de végétation. Le répiquage réalisé dans la rhizosphère (dans un rayon de 50 cm) de chaque bananier dévitalisé à la densité de 1 820 *T. diversifolia*/ha ; a permis de "briser" le cycle vital de *R. similis* et *P. coffeae* en six mois de végétation.

Avec l'assainissement du sol par *T. diversifolia* ; la production de banane post-jachère sans applications de nématicides a été réalisée avec une amélioration de rendement aussi bien au 1^{er} qu'au 2^{ème} cycle de culture.

Au regard de l'évolution actuelle de la nématofaune avec la cohabitation avérée dans 70% environ des bananeraies des deux espèces endoparasites migrants (*R. similis* et *P. coffeae*), si des mesures idoines de lutte contre ces bioagresseurs ne sont pas adoptées, l'aggravation de la pression parasitaire avec pour corollaire la réduction de la longévité du verger va de plus en plus se poser avec acuité. En effet, au cours de ces dernières décennies, les mesures restrictives des pesticides sont de plus en plus récurrentes en culture de banane d'exportation en Côte d'Ivoire, pour préserver les parts de marchés européens (OCAB, 2000 ; MINADER, 2015) qui est devenu très exigeants en termes de sauvegarde de la santé des consommateurs contre les méfaits des résidus de produits dans les fruits (Wilson et Otsuki, 2004). Dans ces conditions, la pratique de la jachère contrôlée à base de *T. diversifolia* qui permet de produire mieux (économie de nématicides et amélioration de rendement) constitue une voie alternative prometteuse pour la gestion des populations de nématodes en vue d'une production durable des bananeraies ivoiriennes.

RECOMMANDATIONS

Au terme de cette étude réalisée aussi bien en milieu contrôlé (serre) qu'en milieu réel (bananeraies), il convient de faire les recommandations suivantes :

- 1- l'usage de la jachère spontanée serait plutôt une pratique à déconseiller dans les bananeraies pour éviter la persistance de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en interculture ; car certaines familles d'adventices dominantes dont les Poaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae et Cyperaceae renferment plus de 70 % de 'plantes réservoirs' de nématodes ;
- 2- la rotation culturale à base de *Tithonia diversifolia* dans l'agrosystème des bananeraies est un moyen pour lutter efficacement contre *R. similis* et *P. coffeae* et faire l'économie des nématicides ; cette pratique peut intervenir tous les quatre ans en cas de forte pression parasitaire, et sept ans lorsque les infestations de nématodes sont relativement faibles.

PERSPECTIVES

Nos travaux ont permis de mettre en évidence la polyphagie des nématodes associés aux bananiers et l'incidence du parasitisme de *R. similis* et *P. coffeae* sur la pérennité des plantations. Cependant ces résultats gagneraient à être poursuivis par des études complémentaires :

- 1-le caractère invasif de *Tithonia diversifolia* doublé de son statut de plante-piège des nématodes qui en ont fait une excellente plante de couverture au cours de cette étude, pourraient être complétés par des études biochimiques approfondies en vue d'identifier le mécanisme de défense de cette Asteraceae vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae*. Cette étude complémentaire ouvrira la voie pour la mise au point de nouvelles bio-technologies spécifiques aux nématodes (bio-nématicides) ;
- 2- la canopée épaisse de *Tithonia diversifolia* développée en période de jachère pourrait être valorisée par la lutte contre *Cosmopolites sordidus* avec *Metarhizium anisopliae* (champignon entomopathogène local) par un piégeage massif de ce bio-agresseur durant l'interculture du bananier.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aby N., Badou J., Traoré S., Kobenan K., Kéhé M., Thiémélé D.E.F., Gnonhourri G.P. and Koné D., 2015.** Inoculated traps, an innovative and sustainable method to control banana weevil *Cosmopolites sordidus* in banana and plantain fields. *Advances in Crop Science and Technologie* 3 : 1-5. <http://dx.doi.org/10.4172/2329-8863.1000194>
- Aby N., Kéhé M., Kobenan K. et Gnonhourri P., 2008.** Recherche de souches locales de champignons parasites des charançons du bananier dans les principaux bassins de production de banane dessert en Côte d'Ivoire, Avril-Septembre 2008. Premier rapport d'étape Projet FIRCA/ CNRA, Décembre 2008. 22p.
- Adiko A., 1989.** Nematodes seasonal fluctuation and yield losses in two plantains cultivars, *Musa* (AAB), in Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, 1 (2) : 25-34.
- Adiko A., 1988.** Plant-parasitic nematodes associated with plantain, *Musa parasidisiaca* (AAB) in the Ivory Coast. *Revue de Nématologie*, 11, 109-113.
- Adiko A. et N'Guessan A.B., 2001.** Evolution de la nématofaune du bananier plantain (*Musa* AAB) en Côte d'Ivoire. *Info Musa*. Vo. 10 (2): 26-27
- Adiko A. et Gnonhourri G.P., 1997.** Incidence des jachères à légumineuses pérennes sur la nématofaune dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. In Floret & Pontanier (éd.) : 119-125.
- Addoh P.G., 1971.** The distribution and economic importance of plant parasitic nematodes in Ghana. *Ghana Journal of Agriculture Science*, 4, 21-32.
- Aka R., Kouassi N., Agneroh T., Amancho N. and Sangare A., 2009.** Distribution et incidence de la mosaïque de concombre (CMV) dans les bananeraies industrielles au Sud-Est de la Côte d'Ivoire. *Science & Nature*, 2: 171-183.
- Aké-Assi L., 2001.** Flore de la Côte d'Ivoire : catalogue systématique, biogéographie et écologie. Mémoire de Botanique systématique. Conservatoire et Jardin Botanique de Genève. 1 volume. 396 p.
- Aké-Assi L., 2002.** Flore de la Côte d'Ivoire : catalogue systématique, biogéographie et écologie. Mémoire de Botanique systématique. Conservatoire et Jardin Botanique de Genève. 2 volumes. 441 p.
- Akobundu I.O. and Agyakwa C.W., 1987.** A handbook of West African weeds. Ibadan, International Institute of Tropical Agriculture (I.I.T.A). 102 p.

Akobundu I. O. and Agyakwa C.W., 1989. Guide des adventices d'Afrique de l'Ouest. Institut Intertropical d'agriculture tropicale. Oyo Road, PMB 5320, Ibadan Nigeria. 522 p

Anno A., 1981. Etude des caractéristiques de croissance, en relation avec la floraison de *Musa corniculata* L. Thèse de Doctorat ès Sciences Naturelles. Université d'Abidjan, 207 p.

Anonyme, 2014. Bulletin d'informations du PPAAO/WAAPP N°20, Avril 2015, 13 p.

Anwar S.A., Rauf C.A. and Gorski S.D., 1992. Weeds as alternate hosts of phytonematodes, *Afro-Asian Journal of Nematology*, 2 : 41-47.

Araya M. and De waele D., 2004. Spatial distribution of nematodes in three banana (*Musa AAA*) root parts considering two root thickness in three farm management systems. *Acta Oecologica*, 26 :137-148

Araya M. and Centeno M., 1995. Recuperacion de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus spp*, *Meloidogyne spp.* y *Pratylenchus spp.* de raiz funcional, no funcional y combinada de banano (*Musa AAA*). *Corbana*, 20 : 11-16.

Arleu R.J. and Neto S.S., 1984. Broca de bananeira *Cosmopolites sordidus* (Germ, 1824) (Coleoptera, Curculionidae). *Turrialba*, 34 (3) : 359-367.

Astier S., Albouy J., Maury Y. et Lecoq H., 2001. Principe de virologie végétale, Ed., INRA, 444 p.

Atandi J.G., Haukeland S., Kariuki G.M. and Coyne, D.L., 2017. Organic farming provides improved management of plant parasitic nematodes in maize and bean cropping systems. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 247 : 265-272.

Ayeni A.O., Lorbanju D.T. and Majek B.A., 1997. *Tithonia diversifolia* (Mexican sun flower) in south-western Nigeria : Occurrence and growth habit. *Weed research*. 37 : 443-449.

Bais H.P., Weir T.L., Perry L.G., Gilroy S. and Vivanco J.M., 2006. The role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. *Annual Review of Plant Biology* 57, 233-266.

Bajwa W.I. and Kogan M., 1997. Compendium of IPM definitions (CID). Electronic Publication (http://www.ippc.orst.edu/IPM_definitions). 15 p

Barekye A., Kashiija I., Tushemereirwe W. and Adipala E., 2000. Comparison of damage levels caused by *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus* on bananas in Uganda. *Annals of Applied Biology*, 137, 273-278.

Barker W.G. and Steward F.C, 1962a. Growth and development of the banana plant. I. The growing regions of the vegetative shoot. *Annals of Botany*, 26 : 389-411.

Barker W.G. and Steward F.C, 1962b. Growth and development of the banana plant. II. The transition from the vegetative to the floral shoot in *Musa acuminata* cv. Gros Michel. *Annals of Botany*, 26 : 413-423.

Barker K.R. and Koenning S.R., 1998. Developing sustainable systems for nematode management. *Annual Review of Phytopathology*, 36 : 165-205.

Baruah N.C., Sarma J.C., Baruah N.C., Sarma S. and Sharma R.P., 1994. Germination and growth inhibitory sesquiterpene lactones and a flavone from *Tithonia diversifolia*. *Phytochemistry*, 36 : 29-36.

Beaugendre J. et Edmond M.P., 2005. Rapport d'information sur l'utilisation du chloredecone et autres pesticides dans l'agriculture martiniquaise et guadeloupéenne. Assemblée nationale N°2430. 169 p

Belalcázar S.L., 1991. El Cultivo del Plátano en el Trópico. *In: Manual de Asistencia Técnica No 50.* Instituto Colombiano Agropecuario, Armenia, Colombia, 288-289.

Beugnon, M. et Champion J., 1966. Etude sur les racines du bananier. *Fruits*, 21 : 309-327.

Bissadou K.D., Tchabi A., Tounou A.K., Ayessom A. et Gumedzoe M., 2012. Impact de la fumure organique appliquée seule et en combinaison avec une souche indigène de champignon mycorhizien arbusculaire *Glomus mosseae* sur *Meloidogyne spp*, principal nématode parasite de la tomate au Togo. *Journal of Applied Biosciences* **55** (1) : 3973-3986.

Blake C.D., 1966. The histopathological changes in banana roots caused by *R. similis* and *H. multicinctus*. *Nematologica*, **12**: 129-137.

Bridge J., 1993. Worldwide distribution of the major nematode parasites of bananas and plantains. *In: Gold, C.S. and Gemmil B. (Eds), Biological and Integrated control of highland banana and plantain pests and diseases.* IITA, Cotonou, Benin. 13 p

Bridge J., Fogain R. et Speijer P., 1997. Les nématodes parasites des bananiers. Parasites et ravageurs des *Musa* : *Fiche technique n° 2.* 4 p.

Byrd D.W., Kirkpatrick T. and Barker K.R., 1983. An improve technique for clearing and staining plant tissue for detection of nematodes. *Journal of Nematology.*, 15 :142-143.

Cadet P. and Floret C., 1999. Effect of plant parasitic nematodes on the sustainability of a natural fallow cultural system in the Sudano-Sahelian area in Senegal. *European Journal of Soil Biology* 35, 91-97

Cadet P. and Floret C., 1995. An initial study of fallow periods on the nematode community in the Soudanese-Sahelian zone of Senegal. *Acta oecologica* : 16, 77-88.

Cadet P., Martiny B., Masse D. and Thioulouse J., 1995. Development of nematode populations during fallow periods in Soudanese-Sahelian region of Sénégal (Abstract). *Nematologica* : 41, 289.

Castillo L.E., Ruepert C. and Solis E., 2000. Pesticide residues in the aquatic environment of banana plantation areas in the north Atlantic zone of Costa Rica. *Environmental toxicology and chemistry* 19, 1942-1950.

Castet R., 1982. Contribution à l'étude des champignons du genre *Hirsutella* (Hypomycètes) parasites de nématodes. Mémoire DAA ENSEA, Rennes, 30 p.

Cayrol J. C., 1991. Propriétés nématocides des endomycorhizes à vésicules et arbuscules PHM, *Revue Horticulture*, 321 (1) : 33-42.

Cayrol J. C., Djian C. E. and Frankowski J. P., 1992. Efficacy of avermectins for the control of root knot nematodes. *Nematologica*, 2 (2) : 32-14.

Cayrol J. C., Djian C. E. and Pijarowski L., 1989. Study of the nematocidal properties of the culture filtrate of the nematophagous fungus, *Paecilomyces lilacinus*. *Revue Nematology*, 12 : (4) 331-336.

C.E.S., 1965. Rapport sur l'évolution économique et sociale de la Côte d'Ivoire de 1960 à 1965. Conseil Economique et Social : Imprimerie Nationale, Décembre 1965.

Chabrier C., 2008. Survie et dissémination du nématode *Radopholus similis* (Cobb) Thorn dans les sols bruns-rouilles à halloysites (nitrosols) : Effet de l'état hydrique et des flux hydriques. Thèses de doctorat de l'Université des Antilles et de Guyane. 185 p.

Chabrier C., Mauleon H., Bertrand P., Lassoudiere A. and Queneherve P., 2005. Banane antillaise, les systèmes de culture évoluent : special végétaux du soleil. *Phytoma-La défense des végétaux*, 12-16.

Chabrier C., Mauleon H., Bertrand P., Lassoudiere A. et Queneherve P., 2004. Evolution des systèmes de culture de la banane aux Antilles : les dernières avancées de la recherche pour réduire l'utilisation des nématocides et insecticides en bananeraies. *Phytoma*, 6 : 85-95.

Chabrier C. and Queneherve P., 2003. Control of the burrowing nematode (*Radopholus similis* Cobb) on banana: impact of the banana field destruction method on the efficiency of the following fallow. *Crop protection*, 22 :121-127.

Chabrier C., Tixier P., Duyck P.-F., Carles C. and Quénéhervé P., 2010. Factors influencing the survivorship of the burrowing nematode, *Radopholus similis* (Cobb.) Thorne in two types of soil from banana plantations in Martinique. *Applied Soil Ecology* 44, 116-123.

Chadefaud M. et Emberger L., 1960. Traité de Botanique Systématique. II. Les végétaux vasculaires. Masson (Ed.), Paris. 1539 p.

-
- Champion J., 1967.** Notes et documents sur les bananiers et leur culture. I. Botanique et génétique des bananiers. Ed. SETCO, Paris. 214 p.
- Champion J., 1963.** Le bananier. Ed. Maisonneuve & Larose, Paris. 263 p.
- Champion J., 1960.** Quelques indications sur les besoins en eau du bananier “nain”. *Fruits*, 15 (9) : 387-400.
- Champion J., and Olivier P., 1961.** Etudes préliminaires sur les racines de bananiers. *Fruits*, 16 : 371-374.
- Charlier J.-B., Cattan P., Voltz M. and Moussa R., 2009.** Transport of a nematicide in surface and groundwaters in a tropical volcanic catchment. *Journal of environmental quality*, 38 : 1031-1041.
- Charpentier J.M. et Godefroy J., 1963.** La culture bananière en Côte d'Ivoire. IFAC. 182 p.
- Chauvin C., 2015.** Influence de l'utilisation de plantes de services sur les communautés de nématodes et les fonctions du sol dans un agroécosystème bananier en phase d'interculture. Thèse de Doctorat à l'Université de Montpellier. 287 p.
- Chauvin C., Dorel M., Villenave C., Roger-Estrade J., Thuries L. and Risède J.-M., 2015.** Biochemical characteristics of cover crop litter affect the soil food web, organic matter decomposition, and regulation of plant-parasitic nematodes in a banana field soil. *Applied Soil Ecology*, 96 : 131-140.
- Cheesman E.E., 1948.** Classification of the bananas. III. Critical notes on the species *M. paradisiaca*, *M. sapientum*. *Kew Bulletin* 2 : 146-153.
- Cheesman E.E. and Larter L.N.H., 1935.** Genetical and cytological studies of *Musa*. III. Chromosome numbers in the musaceae. *Journal of Genetic*, 30 : 175-184.
- Chitambar J.J., 1997.** A brief review of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. California, *Plant Pest and Disease Report*, 16 : 71-73.
- Chitwood D.J., 2002.** Phytochemical based strategies for nematode control. *Annual Review of Phytopathology*, 40 : 221- 230.
- Clark H.A. and Snedeker S.M., 2005.** Critical evaluation of the cancer risk of dibromochloropropane (DBCP). *Journal of Environmental Science and Health Part C*, 23 : 215-260.
- Coolen W. and D'Herde C., 1972.** A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Ghent. Belgium. States Agricultural Research Center : 77 p
- Dabin B. et Leneuf N., 1960.** Les sols de bananeraies de la Côte d'Ivoire. *Fruits*, 15 (1) : 3-27.
- Damour G., Dorel M., Quoc H.T., Meynard C. and Risède J.-M., 2014.** A trait-based characterization of cover plants to assess their potential to provide a set of ecological services in banana cropping systems. *European Journal of Agronomy*, 52 : 218-228.

Damour G., Garnier E., Navas M.L., Dorel M. and Risède J.-M., 2015. Using Functional Traits to Assess the Services Provided by Cover Plants : A Review of Potentialities in Banana Cropping Systems. *Advances in Agronomy*. 5 p.

Daniells J., Christophe J., Deborah K. and Tomekpé K., 2001. Musalogue, a catalogue of *musa* germplasm. Diversity in the genus *Musa*. Inibap, 34.397 Montpellier, 207p.

Davide R.G., 1992. Studies on nematodes affecting bananas in the Philippines. Los Banos, Laguna : Philippine Agriculture and Ressources Research Foundation, Inc. 175 p.

De Guiran G., 1983. Les nématodes parasites des cultures en pays tempérés. La Littorale S.A. Béziers, 42 p.

De Lapeyre de Bellaire L.d.L., Fouré E., Abadie C. and Carlier J., 2010. Black Leaf Streak Disease is challenging the banana industry. *Fruits*, 65 : 327-342.

De Langhe E., 1961. La phyllotaxie du bananier et ses consequences pour la comprehension du système de rejetonnant. *Fruits*, 16: 429-441.

De Row A., and Van Oers C., 1988. Seeds in soil and their relation to shifting cultivation in the Ivory Coast. *Weed Research*, 28 : 373-381.

Dessaint F., Chadoeuf R. and Barralis G., 1990. Etude de la dynamique d'une communauté d'adventice. *In* : Adventrop. Les adventices d'Afrique Soudano-sahélienne, CIRAD-CA, Montpellier, France, 12 p.

Dessaw, 1988. Etude des facteurs de la stérilité du bananier (*Musa* spp.) et des relations cytotoxonomiques entre *Musa acuminata* COLLA et *Musa balbisiana* COLLA. *Fruits*, 43 (10): 539-558.

De Waele D. and Elsen A., 2002. Migratory endoparasites: *Pratylenchus* and *Radopholus* species. In: J.L. Starr; R. Cook and J. Bridge (Eds.). Plant Resistance to Parasitic Nematodes. *CAB International*: 175-206.

Deysson G., 1967. Cours de botanique Générale. Tome 2. Organisation et classification des plantes vasculaires. II. Systématique. Deysson (Ed.), Paris. 345 p.

DGCCRF - Direction Générale de la Concurrence, 2012. Surveillance et contrôle des résidus de pesticides dans les produits d'origine végétale en 2010. DGCCRF 2p.

Djian C., Pijarowski L., Ponchet M., Arpin N. and Favre-Bonvin J. C., 1990. Acetic acid, a selective nematocidal metabolite from culture filtrates of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson and *Trichoderma longibrachiatum* Rifai. *Nematologica*, 37p.

Djigal D., 2003. Interactions entre la communauté microbienne du sol (bactéries et champignons mycorrhiziens) et les nématodes bactérivores: Effet sur la nutrition minérale et la

croissance de différentes plantes. Thèse. Université Cheikh Anta Diop de Dakar. Faculté des Sciences et Techniques. Département de Biologie Végétale, 210 p

D'Hont A., Denoeud F., Aury J.-M., Baurens F.-C., Carreel F., Garsmeur O., Noel B., Bocs S., Droc, G. and Rouard M., 2012. The banana (*Musa acuminata*) genome and the evolution of monocotyledonous plants. *Nature* 488 : 213-217.

Diekman D.R. and Putter C.A.J., 1996. *Musa* 2nd edn. FAO/ IPGRI Technical Guidelines for the safe movement of Germplasm, N° 15, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome/ International Plant Genetic Resources Institute, Rome 28p.

Donfack P., 1993. Etude de la dynamique de la végétation après abandon de la culture au Nord- Cameroun. Thèse de doctorat, Université de Yaoundé, Cameroun, 179 p.

Dorel M., Tixier P., Dural D. and Zanoletti S., 2011. Alternatives aux intrants chimiques en culture bananière. *Innovations Agronomiques*, 16 : 1-11.

Duncan L.W. and Moens M., 2006. Migratory Endoparasitic Nematodes. *In: Perry, R.N., Moens, M., Plant Nematology. CAB International Edit., Wallingford Oxon, U.K., 123-152.*

Dutta P., Bhattacharyya P.R., Rabha L.C., Bordoloi D.N., Barua N.C., Chowdhury P.K., Sharma R.P. and Barua J.N., 1986. Freeing deterrents for *Phillossamia rici* from *Tithonia diversifolia*. *Phyto parasitica*, 14 : 77-80.

Duyck P.-F., Dortel E., Tixier P., Vinatier F., Loubana P.-M., Chabrier C. and Quénéhervé, P., 2012. Niche partitioning based on soil type and climate at the landscape scale in a community of plant- feeding nematodes. *Soil Biology and Biochemistry* 44, 49-55.

Duyck P.F., Pavoine S., Tixier P., Chabrier C. and Queneherve P., 2009. Host range as an axis of niche partitioning in the plant-feeding nematode community of banana agroecosystems. *Soil Biology and Biochemistry*, 41 : 1139-1145.

Ehouman K., 1966. Le commerce de la banane en Côte d'Ivoire. *Fruits*, 21 : 607-612.

Eisenback J. D. and Griffin G. D., 1987. Interaction with other nematodes. *In* Veech, J. A. and Dickson, D.W. eds. *Vistas on Nematology : A Commemoration of the twenty-fifth Anniversary of the Society of Nematologists*. 8 p

Elufioye T.O. and Agbedahunsi J.M., 2004. Antimalaria activities of *Tithonia diversifolia* (Asteraceae) and *Crossopteryx febrifuga* (Rubiaceae) on mice in vivo. *Journal of Ethnopharmacology*, 93 : 167-171.

Fargette M. and Quénéhervé P., 1988. Populations of nematodes in soils under banana, cv *Poyo*, in the Ivory Coast. 1. The nematofauna occurring in the banana producing areas. *Revue de Nématologie*, 11, 239-244.

FAO, 2015. Draft World Reference Base for Soil Resources. FAO, ISSS and ISRIC, Rome-Wageningen. 161 p.

FAO STATISTICS, 2008. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. Département Economique et Social. La Division de la Statistique, 11p.

Fauquet C. et Thouvenel J.C.,1987. Maladies virales des plantes en Côte d'Ivoire/Plant viral Diseases in the Ivory Coast. ORSTOM-Paris 1980 Rééditions 1987: 183-184.

Ferris H., 1984. Probability range in damage predictions as related to sampling decisions. *Journal of Nematology* 16: 246-251.

Ferris H., Mullens T.A. and Foord K.E., 1990. Stability and characteristics of spatial description parameters for nematode populations. *Journal of Nematology*, 22 (4): 427-439.

Ferron P., 1999. Protection intégrée des cultures : évolution du concept et de son application. FRAVAL A., SILVY C., La lutte biologique (II), INRA Editions, Paris, 19-28.

Fogain R. and Gowen S.R., 1996. Investigations on possible mechanisms of resistance to nematodes in *Musa*. *Euphytica*, 92 : 375-381.

Fontanel L. P., 1987. Groupement adventices et facteurs écologiques et cultureux, comportement des espèces dans le cycle culturale, efficacité des désherbages paysans et voies d'amélioration au Sine-Saloum, Sénégal. In : Adventrop. Les adventices d'Afrique Soudano-sahélienne, CIRAD-CA, Montpellier, France. 11 p.

Fortuner R. et Merny G., 1973. Les nématodes phytoparasites des racines associées au riz en Basse-Casamance (Sénégal) et en Gambie. *Cahiers de l'O.R.S.T.O.M, série Biologie*, 21: 3-18.

Fouré E. et Manser P.D., 1982. Note sur l'apparition au Gabon d'une maladie virale des bananiers et plantains, le bunchy top, *Fruits* 37 : 409-415.

FruiTrop, 2015. Dossier du mois : Banane, CIRAD N°231, 104p.

Frossard D., 1963. Une cladosporiose du bananier en Côte d'Ivoire, *Fruits* , 18 (10).

Ganry J. et Laville E., 1983. Les cercosporioses des bananiers et leurs traitements. Evolution des méthodes de traitements, *Fruits* 38 (1) : 3 - 20 et 38 (2) : 75 - 82.

Gaumann E., 1923. Onderzoekingen over de bloedziekte der bananen op Celebes I (Investigations on the blood-disease of bananas in Celebes I). *Mededeeligen van het Instituut voor Plantenzietken* N° 50. 47 p.

Geering A.D.W., McMichael L.A., Dietzgen R.G. and Thomas J.E., 2000. Genetic diversity among Banana streak virus isolates from Australia, *Phytopathology*, 90: 921-927

Germani G. and Plenchette C., 2005. Potential of *Crotalaria* species as green manure crops for the management of pathogenic nematodes and beneficial mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 266 : 333-342.

Giebel J., 1982. Mechanism of resistance to plant nematodes. *Annual Review of Phytopathology.*, 20 : 257-279.

Giebel J., Krenz J. and Wilski A. 1970. The formation of lignin-like substances in roots of resistant potatoes under the influence of *Heterodera rostochiensis* larvae. *Nematropica*, 16 : 601- 608.

Gnonhoury G.P., 2017. Evaluation finale du Projet « Lutte intégrée contre les nématodes en culture de banane dessert en Côte d'Ivoire ». Rapport de Consultant FIRCA. 17 p.

Gnonhoury G.P., 2017. Rapport de synthèse des échanges sur "l'harmonisation de la stratégie de lutte contre les nématodes en culture industrielle de banane dessert en Côte d'Ivoire. Rapport de consultant FIRCA, 4 p.

Gnonhoury P. et Adiko, A., 2008. Distribution géographique de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* : risque potentiel sur la pérennisation des plantations de bananiers dessert en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine* 20 (2): 213-220.

Gnonhoury P., Adiko A., Kobenan K. et Aké, S. 2009. Longévité des bananeraies des bananeraies industrielles en relation avec le parasitisme des nématodes *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en Côte d'Ivoire. *Journal of applied biosciences*, 19 : 1100-1111.

Gnonhoury G. P. et Téhé H. 1997. Effets des adventices de l'ananas sur *Pratylenchus brachyurus* en Côte d'Ivoire. *Cahiers Agricultures*, 6 : 199-202.

Goffin E., Ziemons, De Mol P., De Madureira M.D., Martins A.P., Da Cunha A.P., Philippe G., Tits M., Angenot I. and Fredrich M., 2002. In vitro antiplasmodial activity of *Tithonia diversifolia* and identification of its main active constituents : tagininin C. *Planta Medica* 68, 543-545.

Gold C.S. and Messiaen S., 2000. The banana weevil *Cosmopolites sordidus*. Fiche technique des *Musa* n° 4. 4 p.

Gousseland J. et Lavigne C., 1984. Enracinement et émission racinaire du bananier (Giant Cavendish cv 901) dans les andosols de la Guadeloupe, *Fruits*, 39 : 107-111.

Gowen S., 1979. Review: Some Considerations of Problems Associated with the Nematode Pests of Bananas. *Nematropica* 9, 79-91.

Gowen S. and Quénéhervé P., 1990. Nematodes parasite of bananas, plantains and abaca. *In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture.* Luc M., Sikora R., A. et Bridge J., (Eds). CAB International, Wallingford, Oxon, UK. 29 p.

Gowen S.R, Queneherve P. and Fogain R., 2005. Nematode parasites of bananas and plantains. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture - M.Luc, R.A. Sikora and J. Bridge -Cabi (Ed).* 32 p.

Guérout R., 1972. Relations entre les isolats de *Radopholus similis* Cobb et la croissance du bananier. *Fruits*, 27: 331-337.

Guérout R., Vilardebo A. et Sanogo M., 1965. Traitement par pralinage des souches de bananiers. Effets phytotoxiques et actions nématicides. C.R. Tra. Cong. Prot. Cult. Trop. Marseille: 685-687.

Henriques W., Jeffers R.D. Lacher T.E. and Kendall R.J., 1997. Agrochemical use on banana plantations in Latin America: perspectives on ecological risk. *Environmental toxicology and chemistry*, 16 : 91-99.

Hervé G., Bertrand B., Villain L., Licardie D. and Cilas, C., 2005. Distribution analyses of *Meloidogyne* spp. and *Pratylenchus coffeae* sensu lato in coffee plots in Costa Rica and Guatemala. *Plant Pathology*, 54 : 471-475.

Herrera J.W.M. et Aristizabal M.L., 2003. Caractérisation de la croissance et de la production de quelques hybrides et cultivars de bananier plantain en Colombie. *Infomusa*, 12 (2) : 22-24.

Hölscher D., Dhakshinamoorthy S., Alexandrov T., Becker M., Bretschneider T., Buerkert A., Crecelius A.C., De Waele D., Elsen A. and Heckel D.G., 2014. Phenalenone-type phytoalexins mediate resistance of banana plants (*Musa* spp.) to the burrowing nematode *Radopholus similis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111 : 105-110.

Hooper D.U., Chapin I.F., Ewel J., Hector A., Inchausti P., Lavorel S., Lawton J., Lodge D., Loreau M. and Naeem S., 2005. Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge. *Ecological monographs*, 75 : 3-35.

Hunt D. J., Luc M. and Manzanilla-Lopez R. H., 2005. Identification morphology and biology of plant parasitic nematodes. *In : Luc M., Sikora R. A., Bridge J., Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture, 2nd edition.* Ed. CABI Publishing, UK, 11-52

Ipou I.J., Touré A. et Tiébré M.S., 2009. *Tithonia diversifolia*, une nouvelle espèce envahissante des cultures au Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. Dijon, XIIIème Colloque International sur la Biologie des Mauvaises Herbes. 5 p.

Jamet P., Piedallu M. and Hascoet M., 1974. Migration et dégradation de Faldicarbe dans différents types de sols. *Comparative Studies of food and environmental Contamination. IAEA Vienna*, 393-415.

Jenkins W.R., 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter* 2 : 48-692.

Jessé R., 1986. Plant-parasitic nematodes that attack bananas and plantains. *In* : Plant-parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes, and tobacco. (Ed.) Union Carbide Agricultural Products Company USA. 13 p.

Jeuffraut E., 1991. Etude des modalités d'utilisation en culture derobée de *Tagetes minuta*, plante nématicide. Memoire DAA ENSA Montpellier, 30 p.

Joly P.-B., 2010. La saga du chlordécone aux Antilles françaises Reconstruction chronologique 1968-2008. *Science en société*, INRA 82p.

Kaplan D.T. and Davis E.L., 1987. Mechanisms of plant incompatibility with nematodes. *In* : Vistas on Nematology. Academic Press, New York. 9 p.

Kaplan D.T. and Keen N.T., 1980. Mechanisms conferring plant incompatibility to nematodes. *Revue de Nématologie*, 3(1) : 123-134.

Kéhé M., 2006. La méthode de lutte sur avertissement biologique contre le charançon noir du bananier, *Cosmopolites sordidus* (Coléoptère, Curculionidae), document de formation FIRCA/CNRA, Juin 2006, 10p.

Kéhé M., 1983. Un ravageur nouveau du bananier en Côte d'Ivoire *Heteroligus meles* Bilberg (Coleoptère, dynastinae). *Fruit*, 38 (4) : 222-227.

Khan, R., M., Khan, A., M. and Khan, M., W., 1986. Interaction between *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* and *Tylenchorhynchus brassicae* on tomato. *Revue de Nématologie*, 9 (3) : 245-250.

King'Ara G., 1998. Establishment methods of *Tithonia diversifolia* from seeds and cuttings. Report for diploma certificate. Rift Valley Technical Training Institute. Eldoret, Kenya. 10 p.

Kobénan K., 2000. Pathologies telluriques des bananiers et des bananiers plantain en Côte d'Ivoire : activités pathogènes des champignons (*Cylindrocladium* et *Zythia spp.*) et des nématodes (*Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*) .Thèse de Doctorat Ingénieur. Université Cocody Abidjan 199 p.

Kobénan K., Aké S., Koné D. et Kéhé M., 1997. *Zythia sp* (Ascomycètes) responsables de nécroses racinaire chez le bananier (*Musa sp* ;, Cv "Grande Naine". *Cahiers Agricultures*, 6 : 91-96.

Kobénan K., Traoré S. et Gnonhour P., 2006. Situation des populations de *Mycosphaerella spp.* champignons responsables des cercosporioses dans les bananeraies en Côte d'Ivoire au 30 novembre 2005. Premier rapport d'étape Projet FIRCA/ CNRA, Février 2006, 35p.

Kogan M., 1998. Integrated pest management: historical perspectives and contemporary developments. *Annual review of entomology*, 43 : 243-270.

Koné D., 1998. Contribution à l'étude des cercosporioses et des cladosporioses des bananiers en Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat 3^{ème} cycle. Laboratoire de Physiologie Végétale, UFR biosciences, Université de Cocody-Abidjan, 245 p.

Koné D., Gnonhoury P., Koné D., Aké S. et Traoré S., 2010. Interactions entre deux nematodes endoparasites migrants *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* sur le développement de vitroplants du bananier *Musa* (AAA) cv. Williams. In Contributions of agricultural sciences towards achieving the Milenium Development Goals. Fact Publishing, Nairobi. 175 pp. Mwangi, M. (Ed) ISBN; 978 9966 7415 26, 87-98.

Kosma P., 2013. Etude de la sensibilité des cultivars de bananier plantain à *Radopholus similis* et essais de protection aux extraits de grains de neem (*Azadirachta indica*). First conference of African research on agriculture, food and nutrition. Yamoussoukro, Côte d'Ivoire, 04 au 06 Juin 2013. 13 p.

Kouadio Y.P., 2010. Utilisation des plantes de couverture comme moyens de lutte biologique contre la flore adventice des bananeraies industrielles de Dabou au sud de la Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat de l'Université de Cocody. Spécialité Biologie, Morphologie et Taxonomie Végétale ; Option Malherbologie. UFR Biosciences. 229 p.

Kouassi K.N., Romain A. et Sangaré A., 2008. La chlorose infectieuse du bananier dans les bananeraies industrielles de Côte d'Ivoire. Points sur les acquis, CNRA en 2007, doc. Interne, 14-15.

Kwa M., 1998. Production de rejets chez le bananier en cultures intensives, *Fruits*, 53 (6) : 365-374.

La Duke J.C., 1982. "Revision of *Tithonia*". *Rhodora*. 84 : 453-522.

Lassoudière A., 2007. Bananier et sa culture. Editions Quae. Lassoudière, 351p.

Lassoudière A., 1979. Comportement du bananier Poyo en second cycle. I. Rejetonnage et multiplication végétative. *Fruits*, 34 : 645-658.

Lassoudière A., 1978. Quelques aspects de la croissance et du développement du bananier Poyo en Côte d'Ivoire. *Fruits*, 33 : 293-503

Lassoudière A., 1971. La croissance des racines du bananier. *Fruits*, 26 : 501-512.

Lavigne C., 1987. Contribution à l'étude du système racinaire du bananier. Mise au point de rhizotroncs et premiers résultats. *Fruits*, 19 : 435-449.

-
- Laville E., 1964.** Etude de la mycoflore des racines du bananier Poyo. 1^{ère} partie : étude du système racinaire, émission, anatomie, croissance. *Fruits* 19 : 435-449.
- Laleix G., 2016.** La banane ivoirienne attire les investisseurs. *Chronique des Matières Premières*. 1p.
- Le Bourgeois T., 1993.** Les mauvaises herbes dans la rotation cotonnière au Nord-Cameroun (Afrique), Amplitude d'habit et degré d'infestation, phénologie. Thèse de doctorat, Université de Montpellier II, France, 249 p.
- Le Bourgeois T. et Merlier H., 1995.** Les adventices d'Afrique Soudano-sahélienne. CIRAD-CA, Montpellier, France, 640 p.
- Lewis E.E., and Pérez E.E., 2004.** Ageing and developmental behaviour. In: R Gaugler, A L Bilgrami (Eds) Nematode behaviour. CABI, Wallingford, UK. 25 p
- Lockhart B.E.L., 1986.** Purification and serology of a bacilliform virus associated with banana streak disease. *Phytopathology* 76: 995-999.
- Lockhart B.E.L. and Olszewski N.E., 1993.** Serological and genomic heterogeneity of banana streak badnavirus: Implications for virus detection in *Musa* germplasm, in *Breeding Banana and Plantain for Resistance to Disease and Pests*, edited by J. Ganry (International Network for the improvement of Banana and plantain, Montpellier, France), 105-113.
- Loeillet D., 2010.** Le commerce international de la banane : entre évolution et révolution. *Fruiti-Trop* 129 : 2-19.
- Loeillet, D. 2019.** L'avenir de la banane africaine face à la concurrence. *Observatoire des marchés au CIRAD*, Agenceecofin.com du 4 Octobre 2019. 2 p.
- Loos C.A., 1962.** Studies on the life history and habits of the burrowing nematode, *Radopholus similis*, the cause of the blackhead disease of banana. *Proceeding of the Helminthological Society of Washington*, 29 : 43-56.
- Loos C.A., 1961.** Eradication of the burrowing nematode, *Radopholus similis*, from banana. *Pl. Dis. Rept*, 45 : 457-461.
- Loubana P.M., Sarah J.L., Sakwé P., Mavougou J.F., Gnonhour P., Boisseau M. and Fouré E., 2007.** Study of genetic diversity of plant parasitic nematodes on bananas and plantain in Central and West Africa. *African Crop Science Conference Proceedings*. 8 : 783-786.
- Loridat P., 1986.** Contribution à l'étude des facteurs limitant le rendement en bananeraie martiniquaise. Mémoire d'Etude ENSH Versailles. Pathologies telluriques des bananiers et des bananiers plantain en Côte d'Ivoire, Activités pathogènes des champignons et nématodes. Thèse Université Abidjan Cocody, Côte d'Ivoire, 201p.

Luc M., 1987. A reappraisal of Tylenchina (Nemata). 7. The family Pratylenidae Thorne, 1949. *Revue de Nématology* 10 (2): 203-218.

Luc M., 1961. Note préliminaire sur le déplacement de *Hemicyclophora paradoxa* Luc (Nematoda - Criconematidae) dans le sol. *Nematologica*, 6: 97-106.

Luc M., Hunt D.J. and Machon, 1990. Morphology, anatomy and biology of plant parasitic nématodes. A synopsis. In plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Luc M., Sikora R. A. and Bridge J. Eds, 3-33.

Luc M., et Vilardebo A., 1961. Les nématodes associés aux bananiers aux bananiers dans l'Ouest Africain. & Espèces parasites, dommages causés. *Fruits*, 16, 205-219.

Magnaye L.V. and Espino R.R.C., 1990. Banana bract mosaic, a new disease of banana. I. Symptomatology. *The Philippine Agriculturist* 73: 55-59.

Mahfouz M.A.E. and Susan A.H., 1995. Spatial distribution of the phytonematode community in Egyptian berseem clover (*Trifolium alexandrinum* L.) fields. *Fundamental Applied of Nematology* 18 (4) 329-334.

Malezieux E., Crozat Y., Dupraz C., Laurans M., Makowski D., Ozier-Lafontaine H., Rapidel B., De Tourdonnet S. and Valantin-Morison M., 2009. Mixing plant species in cropping systems: concepts, tools and models. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 29 : 43-62.

Marie P., Dave B. et Cote F., 1993. Utilisation des vitroplants de bananiers aux Antilles Françaises : atouts et contraintes. *Fruits* 48 : 89-94.

Mateille T., 1994. Biologie de la relation plantes-nématodes : perturbations physiologiques et mécanismes de défense des plantes. *Nematologica* 40, 276-311.

Mateille T., 1992. Contribution à l'étude des relations hôte-parasites entre le bananier *Musa acuminata* (groupe AAB) et trois nématodes phytophages : *R. similis*, *H. multincinctus* et *H. pararobustus* (Tylenchida). Etudes et Thèse, ORSTOM. 251 p.

Mateille T., Queneherve P. and Hugon R., 1994. The development of plant parasitic nematode infestations on micropropagated banana plants following field control measures in Côte d'Ivoire. *Annals of Applied Biology* , 125 : 147-159.

Mateille T. et Foncelle B., 1988. Micropropagation of *Musa* AAA cv "Poyo" in Ivory Coast. *Trop. Agric.* 65 : 325-328.

Mateille T. et Tavoillot J., 2013. Reconnaître les nématodes phytoparasites. e-phytia.inra.fr INRA. 2 p.

Mateille T., Cadet P. and Fargette M., 2008. Control and Management of Plant Parasitic Nematode Communities in a Soil Conservation Approach, *Integrated Management and Biocontrol of Vegetable and Grain Crops Nematodes*. Springer, 79-97.

Mateille T., Foncelle B. et Ferrer H., 1988. Lutte contre les nématodes du bananier par submersion du sol. *Revue de Nématology*, 11 : 235-238.

McSorley R. and Parrado J., 1986. Nematological reviews: *Helicotylenchus multicinctus* on bananas: an international problem. *Nematropica* 16 : 73-91.

Merlier H. et Montegut J., 1982. Adventices tropicales. ORSTOM – GERDAT - ENSH. 490 p.

Merny G. et Luc M., 1969. Les techniques d'échantillonnage des peuplements de nématodes dans le sol. In : Problème d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres. Lamotte, M. & Bourlière, F. (Eds). Comité Français du Programme Biologique International. 237-272.

Messiaen C. M. et Lafon R., 1970. Les maladies des plantes maraîchères. INRA ; Paris, Publ, 6-70.

Milne D. L. and Keetch D. P., 1976. Some observations on the host plant relationships of *Radopholus similis* in Natal. *Nematropica*, 6 : 13-17.

MINADER, 2015. Index Phytosanitaire. République de Côte d'Ivoire, Ministère de l'Agriculture. 536 p.

Moreau B., et Le Bourdelles J., 1963. Etude du système racinaire du bananier ‘‘ Gros Michel’’ en Equateur. *Fruits*, 18 : 71-74.

Moens T., Araya, M., Swennen R. and De Waele D., 2006. Reproduction and pathogenicity of *Helicotylenchus multicinctus*, *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus coffeae*, and their interaction with *Radopholus similis* on Musa. *Nematology* 8, 45-58.

Mourichon X. and Fullerton R., 1990. Geographical distribution of two species *Mycosphaerella musicola* Leach (*Cercospora musae*) and *M. fijiensis* morelet (*Cercospora fijiensis*), respectively agents of Sigatoka and Black leaf streak diseases in bananas and plantains. *Fruits* 45: 213-218.

Munakata K., 1979. Nematocidal natural products. In D. L. white head and W. S. Bowers : Natural products for innovative pest management. Pergamon Press Oxford. 26 p

Muoghalu J.I., 2007. Growth, reproduction and resource allocation of *Tithonia diversifolia* and *Tithonia rotundifolia*. *Weed research*, 48 : 157-162.

N'guessan A., 1991. Fiche technique du bananier plantain. IDEFOR/DFA, 8 p.

Nadia E.S., 2013. Contribution de l'agriculture biologique à la durabilité. Code de gestion des cultures. FAO Rome, Italie. 3 p.

Nicholson R.L. and Hammerschmidt R., 1992. Phenol compounds and their role in disease resistance. *Annual Review of Phytopathology* 30 : 369-389.

Norton D. C., 1978. Ecology of plant-parasitic nematodes. New York : John Wiley and Sons. 268 p.

Norton D. and Hoffmann J.K., 1974. Distribution of selected plant parasitic nematodes relative to vegetation and edaphic factors. *Journal of Nematology* 6, 81.

O'Bannon J.H., 1977. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and its importance in crop production. *Journal of Nematology*, 9 (1) : 16-25.

O.C.A.B (Organisation Centrale des Producteurs-Exportateurs d'Ananas et de Bananes), 2000. Rapport d'activités. 148 p.

Odeyemi I.S., Afolami S.O. and Daramola F.Y., 2014. Evaluation of residues as potential organic compost materials for the management of cowpea. *Journal of Agricultural Science and Environment*, 14 : 73-81.

Ogier J.P. and Merry F.C.A., 1970. Yield decline of plantain *Musa paradisiacal*, in Trinidad associated with the nematode *Pratylenchus* sp. *Turrialba* 20, 407-412.

Oka Y., 2009. Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments-A review. *Applied Soil Ecology*, 44 : 101-115.

O.N.C.E., 2019. Observatoire National sur la Compétitivité des Entreprises : *Document de référence sur la compétitivité de la filière de la banane dessert en Côte d'Ivoire. Ministère de l'Economie et des Finances.* 14 p.

Osei K., Moss R., Nafeo A., Addico R., Agyemang A., Danso Y. and Asante J.S., 2011. Management of plant parasitic nematodes with antagonistic plants in forest-savanna transitional zone of Ghana. *Journal Applied of Bioscience*, 37 : 2491-2495.

Ostmark H.E., 1974. Economic insect pests of bananas. *Ann. Rev. Entomology* 19: 161-176.

Padmanaban B., Sundararaju S. and Sathiamoorthy S., 2001. Incidence of banana pseudostem borer, *O. logicollis* Oilv. (Coleoptera : Crculoidae) in banana peduncule. *India Journal of Entomology* 63. 2 p.

Pattison A.B., Badcock K. and Sikora R.A., 2011. Influence of soil organic amendments on suppression of the burrowing nematode, *Radopholus similis*, on the growth of bananas. *Australas Plant Pathology*, 40 : 385-396.

Phelps R.H., 1987. The status of the Moko disease in Carabbean. *In: Improving citrus and banana production in the Carabbean through phytosanitation.* Seminar

proceedings. St Lucia, W.I. 2-5 September 1986. Report CTA/CARDI, Wageningen, 12p.

Pinochet J., 1987. La variabilidad de *Radopholus similis* en banana las diferentes regions productoras del mundo. In: Memorias VII Reunion ACORBAT. CATE, Turrialba, Costa Rica. 7 p.

Pinochet J., Fernandez C. and Sarah J.L., 1995. Influence of temperature on *in vitro* reproduction of *Pratylenchus coffeae*, *Pratylenchus. goodeyi* and *Radopholus similis*. *Fundamental and Applied Nematology*, **18** : 391-392.

Ploetz R.C., Zentmyer G.A., Nishijima W.T., Rohrbach K.G. and Ohr H.D., 1994. Compendium of tropical fruit diseases. APS Press, USA. 88 p.

Ploetz R.C., 2006. Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology* **96** : 653-656.

Price N.S., 1995. The origin and development of bananas and plantains cultivation. In: Bananas and Plantains. S. Gowen, (Ed.), London, UK. 11 p.

Putter J. C., MacConnel F. A., Preiser F. A., Haidri A. A., Ristish S. S. and Dybas R. A., 1981. Avermectins: Novel insecticides, acaricides and nématicides from a soil microorganism. *Experientia*, **37**: 963-964.

Quaranta B., 2009. Effet des plantes de services sur les bio-agresseurs des cultures- Etude bibliographique sur les plantes utilisées dans les systèmes de culture sur couverture végétale (SCV) à Madagascar. CIRAD - Departement Persyst -, 90p.

Quénéhervé P., 2005. Integrated Management of Banana Nematodes. UMR IRD-CIRAD-UM2 ‘Résistance des plantes aux bioagresseurs’, Pôle de Recherche Agroenvironnemental de la Martinique. 51 p.

Quénéhervé P., 1990. Spatial arrangement of nematodes around the banana plant in the Ivory Coast: Related comments on the interaction among concomitant phytophagous nematodes. *Acta Oecologica*, **11** : 875-886.

Quénéhervé P., 1989. Population of nematodes in soils under banana, cv. Poyo, in the Ivory Coast. 4. Seasonal dynamics of populations in organic soil. *Revue Nématol.* **12** (2) : 161-170.

Quénéhervé P., 1988. Population of nematodes in soils under banana, cv. Poyo, in the Ivory Coast. 2. Influence of soil texture, pH and organic matter on nematode populations. *Revue de Nématology*, **11** (2) : 245-251.

Quénéhervé P. et Cadet P., 1985. Etude de la dynamique de l’infestation en nématodes transmis par les rhizomes du bananier cv. Poyo en Côte d’Ivoire. *Revue Nématol.*, **8**: 257-263.

Quénéhervé P., Drob F. and Topart P., 1995. Host status of some weeds to *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp., *Helicotylenchus* spp. And *Rotylenchulus reniformis* associated with vegetables cultivated in polytunnels in Martinique. *Nematropica* 25: 149-157.

Quénéhervé P., Dao J.C., Ducelier D., Langlais C., Lassoudière A., Lhoste P., Mbolidi-Baron H., Soler A., Taupier-Letage B. et Toribio A., 2005. Faisabilité technique de l'agriculture biologique à la Martinique: Productions. IRD (éd). 91 p.

Quénéhervé P., Chabrier C., Auwerkerken A., Topart P., Martiny B. and Marie-Luce S., 2006a. Status of weeds as reservoirs of plant parasitic nematodes in banana fields in Martinique. *Crop protection* 25 : 860-867.

Quénéhervé P., Marie-Luce S., Barout B. et Grosdemange F., 2006b. Une technique de criblage variétal précoce des bananiers envers les nématodes phytoparasites. *Nematology* 8 : 147-152.

Radewald J.D., O'Bannon J.H. and Tomerlin T., 1971. Anatomical studies of *Citrus jambhiri* roots infected by *Pratylenchus coffeae*. *Journal of Nematology*, 3 (4) : 409-418.

Ratnadass A., Fernandes P., Avelino J. and Habib R., 2012. Plant species diversity for sustainable management of crop pests and diseases in agroecosystems: a review. *Agronomy for Sustainable Development*, 32 : 273-303.

Rice E.L., 1984. Allelopathy. Florida: Academic Press Inc. 422 p.

Rios C.I., 1999. *Tithonia diversifolia* una planta con potencial para la producción sostenible en el trpico. In : Agroforestera para la producción Animal en América latina. Roma (Italy) *Estudio FAO producción y sanidad Animal*, 143 : 311-325.

Risède J. and Du Montcel H.T., 1997. Banana monocultures and environmental protection: assessment and perspectives. *Fruits* 4 : 225-232.

Risède J.M., Chabrier C, Dorel M., Dambas T., Achard R. and Queneherve P., 2010. Integrated management of banana nematodes: lessons from a case of study in the French West Indies. From science to field - Endure Publication Banana Case Study- Guide Number 4, 1-8.

Risède J.-M. and Simoneau P., 2004. Pathogenic and genetic diversity of soilborne isolates of *Cylindrocladium* from banana cropping systems. *European Journal of Plant Pathology*, 110 : 139-154.

Robinson A.F., Inserra R.N., Caswell C.E.P., Vovlas N. and Troccoli A., 1997. Review: *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica*, 27 : 127-180.

Rodriguez A., 2015. La flore adventice : définitions, enjeux et maîtrise. ACTA. 41 p.

Roman J. and Hirschmann H., 1969. Morphology and morphometrics of six species of *Pratylenchus*. *Journal of Nematology*. 1 (4) : 363-386.

Sarah J.L., 1999. Nematode Pathogens in Diseases of banana, abacá and enset ed by D. R. Jones. CABI publishing. 22 p.

Sarah J. L., 1990. Les nématodes et le parasitisme des racines de bananiers. *Fruits*, 45 : 60 - 67.

Sarah J.L., 1989. Nematological review: Banana nematodes and their control in Africa. *Nematropica* 19, 199-216.

Sarah J.L., 1985. Les nématodes des bananiers plantain en Côte d'Ivoire. IARPCB, 3^{ème} Conf. sur le Plantain et autres bananes à cuire. Abidjan, Juin 1985, 88-93.

Sarah J.L. and Boisseau M., 2008. Nematode extraction from banana roots by the centrifugal- flotation technique. *Fruits*, 63 (4) : 249-251.

Sarah J.L. and Vilardebo A., 1979. L'utilisation du Miral en Afrique de l'Ouest pour la lutte contre les nématodes du bananier. *Fruits*, 34 : 729-741.

Sarah J.L., Kehe M., Beugnon M. et Martin P.E., 1988. Expérimentation avec l'aldicarbe pour lutter contre *Radopholus similis* (Cobb) Thorne (Nematoda Pratylenchidae) et *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera, Curculionidae) en bananeraie. Expérimentations réalisées en Côte d'Ivoire. *Fruits*, 43 : 475-484.

Sarah J.L., Lassoudière A. et Guérout R., 1983. La jachère nue et l'immersion du sol : deux méthodes intéressantes de lutte intégrée contre *Radopholus similis* (Cobb) dans les bananeraies de sol tourbeux de Côte d'Ivoire. *Fruits*, 38 : 35-42.

Sarah J.L., Pinochet J. et Stanton J., 1996. *Radopholus similis* Cobb, nématode parasite des bananiers. Fiche technique n°1, INIBAP, Montpellier France, 2 p.

Saravanan T., Muthusamy M. and Marimuthu T., 2003. Development of integrated approach to manage the fusarial wilt of banana. *Crop Protection*, 22 : 1117-1123.

Sher S.A., 1968. Revision of the genus *Radopholus* Thorne, 1949 (Nematoda, Tylenchidae). *Proceeding of the Helminthological Society of Washington*, 35 : 219-237.

Siddiqi M. R., 2000. Tylenchida: parasites of plants and insects. CABI, Wallingford, UK, 833 p.

Siddiqi M.R., 1986. Tylenchida: parasites of plants and insects. Commonwealth Institute of Parasitology. 645 p.

Sijmons P.C., Atkinson H.J. and Wyss U., 1994. Parasitic strategies of root nematodes and associated host cell responses. *Ann. Rev. Phytopathol.* 32: 235-259.

Sikora R.A., Bridge J. and Starr J.L., 2005. Management practices: an overview of integrated nematode management technologies. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge, J. (Eds),

Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture, 2nd Edition. CAB International, Wallingford, UK. 32 p.

Simmonds N.W., 1960. Notes on banana taxonomy. *Kew Bulletin*, 14: 198-212.

Singh S.K., Pains D.R., Ash G.J. and Hodda M., 2014. Prioritising plant-parasitic nematode species biosecurity risks using self organising maps. *Biological Invasions*, 16, 1515-1530.

Skutch A.F., 1932. Anatomy of the axis of the banana. *Bot. Gaz.*, 43 p.

Starr J.L. and Veech J.A., 1986. Comparison of development, reproduction and aggressiveness of *Meloidogyne incognita* race 3 and 4 on cotton. *Journal of Nematology*, 18: 413-415.

Stover R.H., 1972. Banana, plantain and abaca disease. Commonw. Mycol. Instit., Kew, Surrey, UK, 316 p.

Stover R.H. and Simmonds N.W., 1987. Bananas. 3rd Edition. Tropical Agriculture Series, 468 p.

Stoyanov D., 1967. Especies de nematodos parasitos del plantano en Cuba y posibilidades de control. *Revista de Agric*, 1: 9-47.

Subra P., et Guillemot J., 1961. Contribution à l'étude du rhizome et des rejets du bananier. *Fruits*, 16 : 19-23.

Summerville W.A.T., 1939. Root distribution of the banana. *Queensland Agricultural Journal*, 10 : 376-392.

Sundararaju P. and Jeyabaskaran K.J., 2003. Evaluation of different soil type on multiplication of *Pratylenchus coffeae* and growth of banana seedling var. Nendran. *Nematology of Mediterranean*, 31: 151-153.

Tabarant P., 2013. Effets d'apport de matières organiques sur le contrôle biologique des nématodes parasites du bananier en Guadeloupe. Thèse de Doctorat Paris Technique. Institut des sciences et industries du vivant et de l'environnement, 176 p.

Tabarant P., Villenave C., Risede J.M., Roger-Estrade J., Thuries L. and Dorel M., 2011. Effects of four organic amendments on banana parasitic nematodes and soil nematode communities. *Applied Soil Ecology* 49, 59-67.

Tano E.K.J., Kouadio Y.P., Gnonhourri G.P. et N'guessan K.E., 2017. Statut d'hôte des adventices vis-à-vis des nématodes en culture de bananiers plantain (*Musa AAB*) à Azaguié-Abbè (Sud) et Eboissué (Est) de la Côte d'Ivoire. *Afrique Science*. 13 (2) : 373-383.

Taylor L.R., 1961. Aggregation, variance and the mean. *Nature* 189 : 732-735.

-
- Taylor L.R., Woivod I.P. and Perry J.N., 1978.** The density-dependence of spatial behavior and the rarity of randomness. *Journal of Animal Ecology* 47 : 383-406
- Taylor L.R., Woivod I.P. and Perry J.N., 1979.** The negative binomial as a dynamic ecological model for aggregation, and the density dependence of *k*. *Journal of Animal Ecology* 48 : 289-304.
- Ternisien E. et Ganry J., 1990.** Rotations culturales en culture bananière intensive. *Fruits*, 98-102.
- Tezenas D.M., 1985.** Le bananier plantain. Ed. Maisonneuve et Larose. Paris, 140p.
- Thoden T.C., Boppré M. and Hallmann J., 2009.** Effects of pyrrolizidine alkaloids on the performance of plant-parasitic and free-living nematodes. *Pest management science* 65 : 823-830.
- Thrupp L.A., 1991.** Sterilization of workers from pesticide exposure : the causes and consequences of DBCP-induced damage in Costa Rica and beyond. *International Journal of Health Services* 21 : 731-757.
- Tié B.T., 2017.** Protection et restauration des sols en culture de banane dessert. Rapport final de Convention INPHB/LAVESO_FIRCA. 25 p.
- Tiébré M.S., Kassi N.J., Kouadio Y.J.C et N'guessan E.K., 2012.** Etude de la biologie reproductrice de *Tithonia diversifolia* : Espèce non indigène invasive en Côte d'Ivoire. *Journal of Asian Scientific Research* , 2 (4) : 200-2011.
- Tixier P., 2004.** Conception assistée par modèle de systèmes de culture durables : Application aux systèmes bananiers de Guadeloupe. Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Montpellier-AGRO M.
- Thomas J.E., Lockart B.E.L. and Caruana M.L., 2000.** Banana Mild Mosaic. *In Diseases of Banana Abaca and Enset*. JONES D. R. (Eds). CABI Publishing. 3 p.
- Tomékpé K., Jenny C. and Escaland J.V., 1997.** Revue des stratégies d'amélioration conventionnelle de *Musa*. *InfoMusa*. 13 (2) : 2-5
- Tongma S., Kobayashi K. and Usui K., 1997.** Effect of water extract from Mexican sunflower (*Tithonia diversifolia*) on germination and growth of tested plants. *Journal of weed Science and Technology*, 42 : 373-378.
- Traoré S., 2008.** Contribution à l'étude de comportement d'hybrides de bananiers de dessert et de bananiers plantain (*Musa* spp) vis-à-vis des parasites foliaires (*Mycosphaerella* spp, *Cladosporium musae*) et racinaires (*Zythia* sp., *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae*) en Côte d'Ivoire. Doctorat de l'Université de Cocody. 183 p.
- Traoré H., 1991.** Influence des facteurs agro-écologiques sur la constitution des communautés adventices des principales cultures céréalières (sorgho, mil, maïs) du Burkina Faso. Thèse de doctorat, Montpellier, France, 180 p.

Traoré S., Kobénan K., Kendia E., Koné D. et Traore, D., 2008. Relation entre densité stomatique et réaction à la maladie des raies noires chez différents génotypes de bananiers et de bananiers plantain. *Agronomie Africaine*, Vol. 20 (1). 37-47.

Traoré S., Kobenan K., Aby N., Essis B., Gnonhourri G.P., Thiémélé D. E., Yao N. T. and Atsin O. G. 2016. Comportements des bananiers plantain vis-à-vis de la cercoporiose noire dans différentes zones écologiques de la Côte d'Ivoire. Poster présenté au Congrès International de l'AISA 'Agriculture durable et sécurité alimentaire en Afrique : valorisation des Connaissances Acquisées'. Yamoussoukro Côte d'Ivoire, 16-20 février 2016. 1 p.

Turner D.W., 1970. Banana roots. *Agric. Gaz. N.S.W.* : 472-473.

Tushemereirwe W.K., 1996. Factor influencing the expression of leaf spot disease of highland banana in Uganda. PhD thesis, University of Reading, UK. 197 p.

Tushemereirwe W.H., Kangire A., Smith J., Ssekiwoko F., Nakyanzi M., Kataama D., Musiitwa C. et Karyaija R., 2003. Epidémie de flétrissement bactérien sur le bananier en Ouganda. *InfoMusa*, 12 (2) : 6-8.

Uphof J.C.T., 1959. Dictionary of Economic Plants. Engelmann (Ed.), New York. 20 p.

Valette C., Andary C., Geiger J.P., Sarah J.L. and Nicole M., 1998. Histochemical and cytochemical investigations of phenols in roots of banana infected by burrowing nematode *Radopholus similis*. *Phytopathology*. 88 (11) : 1141-1148.

Valmayor R.V., Davide R.G., Stanton J.M., Treverrow N.L. and Roa V.N., 1994. Banana nematodes and weevil borers in Asia and Pacific. Proceedings of a conference-workshop on nematodes and weevil borers affecting bananas in Asia and the Pacific, 18-22 April 1994, Serdang, Selangor, Malaysia. INIBAP/ASPNET, 145p.

Van der Veken L., Win P.P., Elsen A., Swennen R. and De Waele D., 2008. Susceptibility of banana intercrops for rhizobacteria, arbuscular mycorrhizal fungi and the burrowing nematode *Radopholus similis*. *Applied Soil Ecology* 40 : 283-290.

Vannier G. et Cancela Da Fonseca J.P., 1966. L'échantillonnage de la microfaune du sol. *Terre et Vie*. 113 : 77-103.

Vawa O.S.T., 2017. Gestion intégrée des nématodes endoparasites migrants *Radopholus similis* (Cobb, 1913) et *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) en culture de bananier plantain (*Musa AAB*) en Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat, Université Nangui Abrogoua. 197p.

Vawa O.S.T., Adiko A., Gnonhourri G.P. and Otchoumou A., 2016. Host status of Plantain Hybrids FHIA 21 and PITA 3 for *Radopholus similis* and *Pratylenchus coffeae* in Côte d'Ivoire. *Greener Journal of Agricultural Sciences*, 6(9): 262-271, <http://doi.org/10.15580/GJAS.2016.101416162>

-
- Vawa O.S.T., Gnonhourì G.P., Adiko A., Zakra N. et Otchoumou A., 2015.** La replantation annuelle de la culture de bananier plantain: une stratégie de gestion des nématodes endoparasites *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae*. *Journal of Applied Biosciences*. 92: 8659-8666.
- Villain L., 2000.** Caractérisation et bioécologie du complexe parasitaire du genre *Pratylenchus* spp (Pratylenchidae) présent sur caféiers (*Coffea* spp) au Guatemala. Thèse de doctorat. UMB BIO 3P, Montpellier France, 310 p.
- Vitousek P.M., D'antonio C.M., Loope L.L. and Westbrook R., 1996.** "Biological invasions as global environmental change". *American Scientist*. Vol. 84 : 218-228.
- Vovlas N. and Ekanayake H.M.R.K., 1985.** Histological alterations induced by *Rotylenchulus reniformis* alone or simultaneously with *Meloidogyne incognita* on banana roots. *Nematropica*, **15**: 9-17.
- Wang K.H., McSorley R., Gallaher R.N. and Kokalis-Burelle N., 2008.** Cover crops and organic mulches for nematode, weed and plant health management. *Nematology* 10 : 231-242.
- Wang K.H., Sipes B. and Schmitt D., 2002.** Crotalaria as a cover crop for nematode management : a review. *Nematropica* 32, 35.
- Wilson J.S. and Otsuki T., 2004.** To spray or not to spray : pesticides, banana export, and food safety. *Food Policy*. 29 : 131-146.
- Wuyts N., Lognay G., Verscheure M., Marlier M., De Waele D. and Swennen R., 2007.** Potential physical and chemical barriers to infection by the burrowing nematode *Radopholus similis* in roots of susceptible and resistant banana (*Musa* spp). *Plant pathology*. 56 : 878-890.
- Yirgou D. and Bradbury J.F., 1974.** A note on wilt of banana caused by the *Ensete* wilt organism, *Xanthomonas musacearum*. *EA Agricultural and Forestry Journal* 40: 111-114.

ANNEXE 1: CALENDRIERS D'ECHANTILLONNAGE DES BANANERAIES

Régions Plantations	Superficie (en ha)	Dates d'échantillonnage	Observations
AGNEBY-TIASSA (Agboville)	2 647		
1-CDBCI Azaguié	148	28 / 04 / au 03 / 05 / 2008	
2-CDBCI Tiassalé	136	12 au 24 / 05 / 2008	Plantation créée en 2006 sur défriche forestière et plantée avec des vitro plants de bananiers
3-EGLIN Agboville	300	26 au 30 / 05 / 2008	
4-EGLIN Azaguié	125	28 / 04 / au 03 / 05 / 2008	
5-SCB Tiassalé	900	12 au 24 / 05 / 2008	
6-SCB Banacomé	816	21 au 26 / 04 / 2008	
7-SPDCie Batia	222	12 au 24 / 05 / 2008	
Grds PONTIS (Abidjan)	1 723		
1-CDBCI Dabou	282	28 / 04 / au 03 / 05 / 2008	
2-ROUCHARD Tag	133	28 / 04 / au 03 / 05 / 2008	
3-SCB Badema	165	28 / 04 / au 24 / 05 / 2008	
4-SCB Niéký	900	05 au 10 / 05 / 2008	
5-SPDCie Dabou	243	28 / 04 / au 03 / 05 / 2008	
SUD COMOE (Aboisso)	1 526		
1-ELIMA Aboisso	280	07 au 10 / 04 / 2008	
2-SAKJ Akressi	325	11 au 19 / 04 / 2008	
3-SAKJ Dibý	470	11 au 19 / 04 / 2008	
4-SBM Motobé	271	02 au 05 / 04 / 2008	
5-SBMK Aboisso	180	07 au 10 / 04 / 2008	
TOTAL	5 896	02 / 04 / au 30 / 05 / 2008	

ANNEXE 2a : Données nématologiques de l'exploitation CDBCI Azaguié (AGNEBY TIASSA)

Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Analyse descriptive / espèce de nématode					
<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>	Paramètres d'analyses	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
0	0	0	0	0	Nbr. de valeurs utilisées	24	24	24	24	24
33	0	0	0	0	Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	Nbr. de val. min.	13	17	23	18	18
0	0	0	0	0	% de val. min.	54,167	70,833	95,833	75,000	75,000
0	0	33	0	0	Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
20	0	0	0	0	1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
0	0	0	0	0	Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
10	0	0	0	10	3ème quartile	33,000	10,000	0,000	5,000	5,000
10	0	0	0	20	Maximum	410,000	67,000	10,000	53,000	53,000
0	0	0	0	0	Etendue	410,000	67,000	10,000	53,000	53,000
0	0	0	0	0	Somme	1122,000	206,000	10,000	146,000	146,000
0	0	0	0	0	Moyenne	46,750	8,583	0,417	6,083	6,083
0	0	0	0	0	Moyenne géométrique					
53	0	33	0	0	Moyenne harmonique					
133	0	10	0	20	Aplatissement (Pearson)	5,143	3,511	17,245	4,499	4,499
410	0	20	0	53	Asymétrie (Pearson)	2,539	2,009	4,304	2,249	2,249
10	0	33	0	0	Aplatissement	7,600	5,389	24,000	6,727	6,727
367	0	0	0	33	Asymétrie	2,890	2,287	4,899	2,560	2,560
33	0	0	0	0	CV (écart-type/moyenne)	2,341	1,972	4,899	2,170	2,170
0	0	0	0	0	Variance d'échantillon	11481,688	274,493	3,993	167,076	167,076
43	0	67	0	10	Variance estimée	11980,891	286,428	4,167	174,341	174,341
0	0	0	10	0	Ecart-type d'échantillon	107,153	16,568	1,998	12,926	12,926
0	0	10	0	0	Ecart-type estimé	109,457	16,924	2,041	13,204	13,204
0	0	0	0	0	Ecart absolu moyen	64,667	12,160	0,799	9,125	9,125
					Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
					Ecart-type de la moyenne	22,343	3,455	0,417	2,695	2,695
					Borne inf. IC de la moyenne	0,530	1,437	-0,445	0,508	0,508
					Borne sup. IC de la moyenne	92,970	15,730	1,279	11,659	11,659

ANNEXE 2b : Données nématologiques de l'exploitation CDBCI Tiassalé (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	0	0
2	0	0	10	0	0
3	0	0	0	0	0
4	0	0	0	0	0
5	0	0	10	0	0
6	0	0	0	0	0
7	0	0	0	0	0
8	0	0	33	0	0
9	0	0	0	0	0
10	0	0	0	0	0
11	0	0	10	0	0
12	0	0	0	0	0
13	0	0	0	0	0

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	13	13	13	13	13
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	13	9	13	13	13
% de val. min.	100,000	69,231	100,000	100,000	100,000
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
3ème quartile	0,000	10,000	0,000	0,000	0,000
Maximum	0,000	33,000	0,000	0,000	0,000
Etendue	0,000	33,000	0,000	0,000	0,000
Somme	0,000	63,000	0,000	0,000	0,000
Moyenne	0,000	4,846	0,000	0,000	0,000
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)		2,993			
Asymétrie (Pearson)		1,945			
Aplatissement		6,814			
Asymétrie		2,490			
CV (écart-type/moyenne)		1,961			
Variance d'échantillon	0,000	83,361	0,000	0,000	0,000
Variance estimée	0,000	90,308	0,000	0,000	0,000
Ecart-type d'échantillon	0,000	9,130	0,000	0,000	0,000
Ecart-type estimé	0,000	9,503	0,000	0,000	0,000
Ecart absolu moyen	0,000	6,710	0,000	0,000	0,000
Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	0,000	2,636	0,000	0,000	0,000
Borne inf. IC de la moyenne	0,000	-0,896	0,000	0,000	0,000
Borne sup. IC de la moyenne	0,000	10,589	0,000	0,000	0,000

ANNEXE 2c : Données nématologiques de l'exploitation EGLIN Agboville (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	67	0	0	43
2	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	20
4	0	1600	10	20	20
5	10	267	0	10	10
6	0	0	10	0	0
7	0	0	0	20	0
8	0	0	20	0	0
9	0	0	0	43	0
10	10	133	0	0	20
11	0	0	0	0	0
12	0	67	0	0	10
13	0	0	0	0	20
14	0	67	0	0	10
15	0	0	0	0	0
16	0	800	0	10	0
17	0	0	0	10	0
18	0	67	0	0	33
19	0	0	0	0	0
20	0	67	43	10	20
21	20	0	0	43	43
22	10	133	10	10	10
23	0	67	10	33	10
24	0	0	0	0	20
25	0	0	0	0	0
26	0	67	10	0	53
27	0	0	0	33	10
28	0	0	10	10	43
29	0	0	20	10	0
30	0	0	0	0	0
31	0	0	0	0	0
32	0	0	0	0	0
33	0	0	0	0	0
34	0	0	10	20	33
35	0	0	0	0	10
36	10	0	20	0	0
37	0	0	0	0	0
38	0	0	0	0	0
39	0	0	0	10	33
40	0	0	10	0	10
41	0	0	0	10	20
42	0	0	0	0	10
43	10	0	10	20	33
44	0	0	10	20	10
45	0	0	10	0	20
46	0	0	0	10	0
47	0	0	0	0	0
48	0	0	0	0	0
49	0	0	0	0	10
50	0	0	0	0	0
51	0	0	0	0	33
52	0	0	0	0	143
53	100	0	43	53	0
54	0	0	0	0	0
55	0	0	0	0	0
56	0	0	10	0	0

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	56	56	56	56	56
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	49	44	39	36	27
% de val. min.	87,500	78,571	69,643	64,286	48,214
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	10,000
3ème quartile	0,000	0,000	10,000	10,000	20,000
Maximum	100,000	1600,000	43,000	53,000	143,000
Etendue	100,000	1600,000	43,000	53,000	143,000
Somme	170,000	3402,000	266,000	405,000	760,000
Moyenne	3,036	60,750	4,750	7,232	13,571
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	41,335	29,582	7,336	3,183	16,441
Asymétrie (Pearson)	6,311	5,324	2,603	1,943	3,495
Aplatissement	47,175	33,829	8,567	3,850	18,906
Asymétrie	6,664	5,622	2,748	2,052	3,691
CV (écart-type/moyenne)	4,526	3,928	1,974	1,745	1,670
Variance d'échantillon	185,427	55918,188	86,330	156,357	504,209
Variance estimée	188,799	56934,882	87,900	159,200	513,377
Ecart-type d'échantillon	13,617	236,470	9,291	12,504	22,455
Ecart-type estimé	13,740	238,610	9,375	12,617	22,658
Ecart absolu moyen	5,313	95,464	6,616	9,298	14,490
Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	10,000
Ecart-type de la moyenne	1,836	31,886	1,253	1,686	3,028
Borne inf. IC de la moyenne	-0,644	-3,150	2,239	3,853	7,504
Borne sup. IC de la moyenne	6,715	124,650	7,261	10,611	19,639

ANNEXE 2d : Données nématologiques de l'exploitation EGLIN Azaguié (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	307
3	67	0	0	0	67
4	20	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	20	67	0
7	0	0	0	0	0
8	0	0	0	0	0
9	0	0	0	20	173
10	100	0	0	0	0
11	0	0	0	0	0
12	0	0	0	0	0
13	0	0	0	0	0
14	0	0	0	0	0
15	20	0	0	67	0
16	20	0	0	0	0
17	0	0	0	0	0
18	0	0	0	0	0
19	67	0	0	0	0
20	87	0	0	67	40
21	553	0	0	20	67

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	21	21	21	21	21
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	13	21	20	16	16
% de val. min.	61,905	100,000	95,238	76,190	76,190
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
3ème quartile	20,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Maximum	553,000	0,000	20,000	67,000	307,000
Etendue	553,000	0,000	20,000	67,000	307,000
Somme	934,000	0,000	20,000	241,000	654,000
Moyenne	44,476	0,000	0,952	11,476	31,143
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	11,952		14,279	1,147	6,046
Asymétrie (Pearson)	3,525		3,949	1,694	2,582
Aplatissement	17,699		21,000	2,374	9,322
Asymétrie	4,090		4,583	1,966	2,997
CV (écart-type/moyenne)	2,717		4,583	2,090	2,428
Variance d'échantillon	13905,488	0,000	18,141	547,678	5447,075
Variance estimée	14600,762	0,000	19,048	575,062	5719,429
Ecart-type d'échantillon	117,922	0,000	4,259	23,403	73,804
Ecart-type estimé	120,834	0,000	4,364	23,980	75,627
Ecart absolu moyen	62,059	0,000	1,814	17,488	47,456
Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	26,368	0,000	0,952	5,233	16,503
Borne inf. IC de la moyenne	-10,527	0,000	-1,034	0,560	-3,282
Borne sup. IC de la moyenne	99,479	0,000	2,939	22,392	65,568

ANNEXE 2e : Données nématologiques de l'exploitation SCB Tiassalé (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	10	43	0	20	43	0	0	43	10	0
2	0	0	0	0	20	44	0	0	0	0	20
3	0	0	20	0	0	45	0	20	167	0	43
4	10	10	110	10	120	46	0	0	0	0	10
5	0	0	833	0	20	47	0	0	10	0	2153
6	0	0	77	0	243	48	0	0	0	0	33
7	20	133	310	10	67	49	0	0	0	0	510
8	0	0	0	0	0	50	0	0	0	0	110
9	0	10	33	10	33	51	0	0	0	0	220
10	0	0	10	10	0	52	0	0	43	0	77
11	0	0	0	0	0	53	0	0	20	0	20
12	0	0	0	0	0	54	0	0	0	0	310
13	0	0	0	0	0	55	0	0	0	0	110
14	10	0	43	0	33	56	353	10	0	0	0
15	10	0	20	0	0	57	0	0	0	0	10
16	0	10	0	10	87	58	0	0	33	0	0
17	0	0	10	0	43	59	0	43	287	0	43
18	0	0	0	0	0	60	0	0	10	0	500
19	0	0	0	0	0	61	0	77	33	0	67
20	0	0	0	0	0	62	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0	63	0	0	0	0	10
22	10	0	53	43	67	64	0	0	20	0	10
23	0	0	0	10	20	65	0	0	0	0	33
24	0	10	453	20	233	66	0	0	10	43	10
25	0	0	167	10	100	67	0	0	0	0	0
26	10	0	43	0	143	68	0	0	0	10	100
27	0	0	10	0	0	69	0	0	0	20	0
28	0	0	0	0	0	70	0	10	143	0	0
29	0	0	100	20	0	71	0	110	110	0	0
30	20	0	67	0	77	72	0	0	10	0	10
31	67	0	277	0	143	73	0	0	0	0	0
32	0	0	0	0	10	74	0	10	43	0	10
33	0	0	33	0	20	75	0	0	10	0	0
34	0	0	0	10	10	76	0	0	0	0	0
35	0	0	10	0	20	77	0	0	0	0	0
36	0	0	0	0	10	78	0	0	0	0	0
37	0	0	0	10	0	79	0	0	20	0	0
38	0	0	10	0	0	80	0	0	43	0	0
39	0	0	43	0	110	81	0	0	0	0	0
40	0	0	253	0	33	82	0	0	0	0	10
41	0	0	10	0	10	83	0	0	0	10	0
42	0	0	0	0	87	84	0	0	0	0	0
						85	0	0	0	0	10
						86	10	33	0	0	0

ANNEXE 2e (suite et fin) : Données nématologiques de l'exploitation SCB Tiassalé (AGNEBY TIASSA)

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	86	86	86	86	86
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	76	72	43	69	35
% de val. min.	88,372	83,721	50,000	80,233	40,698
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	5,000	0,000	10,000
3ème quartile	0,000	0,000	43,000	0,000	67,000
Maximum	353,000	133,000	833,000	43,000	2153,000
Etendue	353,000	133,000	833,000	43,000	2153,000
Somme	520,000	496,000	4093,000	266,000	6218,000
Moyenne	6,047	5,767	47,593	3,093	72,302
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	72,131	22,071	22,856	13,155	57,281
Asymétrie (Pearson)	8,417	4,629	4,347	3,413	7,217
Aplatissement	78,467	24,112	24,965	14,432	62,343
Asymétrie	8,719	4,795	4,503	3,536	7,476
CV (écart-type/moyenne)	6,402	3,617	2,465	2,547	3,395
Variance d'échantillon	1480,858	430,178	13597,776	61,340	59550,281
Variance estimée	1498,280	435,239	13757,750	62,062	60250,872
Ecart-type d'échantillon	38,482	20,741	116,610	7,832	244,029
Ecart-type estimé	38,708	20,862	117,293	7,878	245,461
Ecart absolu moyen	10,687	9,657	62,630	4,963	94,401
Ecart absolu médian	0,000	0,000	5,000	0,000	10,000
Ecart-type de la moyenne	4,174	2,250	12,648	0,849	26,469
Borne inf. IC de la moyenne	-2,252	1,295	22,445	1,404	19,675
Borne sup. IC de la moyenne	14,345	10,240	72,741	4,782	124,929

ANNEXE 2f : Données nématologiques de l'exploitation SCB Banacomé (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	20	20	44	40	0	0	0	20
2	0	0	0	20	87	45	0	0	0	153	20
3	0	0	0	600	267	46	67	0	0	20	133
4	0	0	0	0	40	47	0	0	400	0	20
5	1156	267	0	0	0	48	20	44	40	0	20
6	0	0	0	200	373	49	0	0	0	20	0
7	0	0	0	0	0	50	0	44	0	0	0
8	0	0	0	0	87	51	889	44	0	0	0
9	0	0	0	0	0	52	0	0	67	20	0
10	689	178	0	0	0	53	578	311	0	0	0
11	4000	67	0	0	0	54	2578	44	0	0	0
12	0	0	0	0	0	55	0	133	0	0	0
13	0	0	0	0	0	56	0	0	0	0	0
14	1822	400	0	0	0	57	67	0	0	0	20
15	0	44	0	0	0	58	0	0	0	87	0
16	1244	578	0	0	0	59	0	0	0	0	0
17	0	0	0	0	0	60	87	0	87	333	178
18	0	0	0	0	0	61	40	0	0	0	0
19	0	0	0	0	0	62	0	0	40	440	0
20	0	0	0	0	0	63	267	0	507	107	87
21	440	0	20	40	87	64	67	0	0	67	40
22	0	0	0	0	0	65	622	44	0	0	0
23	0	0	0	0	0	66	0	0	887	0	0
24	0	0	0	0	0	67	356	400	0	0	0
25	0	0	0	40	67	68	133	0	1440	0	287
26	0	0	0	107	200	69	1556	889	800	353	87
27	0	0	0	0	0	70	867	20	1687	20	0
28	0	0	0	0	267	71	4840	20	933	67	420
29	0	0	0	0	0	72	133	489	20	123	333
30	933	20	467	0	200	73	2311	178	20	123	333
31	0	0	0	0	333	74	1244	1200	0	240	0
32	0	0	20	20	220	75	933	444	20	123	333
33	0	0	0	153	333	76	1200	533	420	40	0
34	20	0	0	20	600	77	222	44	287	533	287
35	40	0	67	40	173	78	0	40	2753	87	267
36	0	0	0	0	0	79	0	44	243	33	45
37	0	0	0	0	0	80	0	622	123	133	13
38	0	0	0	0	0	81	178	133	2133	20	20
39	267	0	867	0	87	82	0	44	0	20	20
40	0	0	20	0	0	83	89	133	0	20	20
41	20	0	40	687	133						
42	0	20	907	0	0						
43	0	0	0	307	40						

ANNEXE 2f (suite et fin) : Données nématologiques de l'exploitation SCB Banacomooé (AGNEBY TIASSA)

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	83	83	83	83	83
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	47	55	55	46	42
% de val. min.	56,627	66,265	66,265	55,422	50,602
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
3ème quartile	244,500	44,000	40,000	53,500	87,000
Maximum	4840,000	1200,000	2753,000	687,000	600,000
Etendue	4840,000	1200,000	2753,000	687,000	600,000
Somme	30015,000	7411,000	15315,000	5436,000	6617,000
Moyenne	361,627	89,289	184,518	65,494	79,723
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	12,466	10,308	11,856	7,657	2,414
Asymétrie (Pearson)	3,338	3,072	3,337	2,785	1,729
Aplatissement	13,731	11,380	13,066	8,493	2,783
Asymétrie	3,462	3,186	3,461	2,888	1,793
CV (écart-type/moyenne)	2,311	2,359	2,615	2,099	1,620
Variance d'échantillon	689919,367	43834,591	229949,406	18672,009	16469,164
Variance estimée	698333,017	44369,159	232753,667	18899,716	16670,008
Ecart-type d'échantillon	830,614	209,367	479,530	136,646	128,332
Ecart-type estimé	835,663	210,640	482,446	137,476	129,112
Ecart absolu moyen	515,487	131,551	288,271	87,895	99,258
Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	91,726	23,121	52,955	15,090	14,172
Borne inf. IC de la moyenne	179,154	43,295	79,173	35,475	51,530
Borne sup. IC de la moyenne	544,099	135,284	289,863	95,513	107,915

ANNEXE 2g : Données nématologiques de l'exploitation SPDCie Batia (AGNEBY TIASSA)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	33	0	0	0	10
2	0	0	20	0	0
3	0	0	0	0	20
4	0	0	10	0	0
5	87	0	33	0	0
6	67	0	0	0	10
7	33	10	253	0	0
8	133	33	120	0	0
9	0	0	0	0	0
10	120	0	0	0	43
11	53	0	10	0	20
12	0	0	0	0	0
13	20	0	0	0	33
14	0	0	20	10	20
15	110	0	0	0	10
16	0	0	0	0	20
17	43	0	0	0	0
18	0	0	0	0	10
19	0	0	0	0	0
20	0	43	153	0	0
21	33	20	10	0	0
22	0	0	0	0	0
23	33	0	0	0	0
24	43	33	43	0	0
25	0	0	0	0	10
26	0	0	0	0	0
27	0	0	0	0	0
28	43	0	100	0	0
29	0	0	20	0	0
30	0	0	10	0	20
31	33	0	10	0	0
32	143	0	20	10	0

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	32	32	32	32	32
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	16	27	17	30	20
% de val. min.	50,000	84,375	53,125	93,750	62,500
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	10,000	0,000	0,000	0,000	0,000
3ème quartile	43,000	0,000	20,000	0,000	10,000
Maximum	143,000	43,000	253,000	10,000	43,000
Etendue	143,000	43,000	253,000	10,000	43,000
Somme	1027,000	139,000	832,000	20,000	226,000
Moyenne	32,094	4,344	26,000	0,625	7,063
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	0,394	4,126	7,041	10,201	1,702
Asymétrie (Pearson)	1,251	2,341	2,692	3,447	1,535
Aplatissement	0,938	5,615	9,266	13,227	2,577
Asymétrie	1,377	2,577	2,964	3,795	1,690
CV (écart-type/moyenne)	1,347	2,590	2,132	3,935	1,576
Variance d'échantillon	1810,522	122,601	2975,750	5,859	120,059
Variance estimée	1868,926	126,555	3071,742	6,048	123,931
Ecart-type d'échantillon	42,550	11,073	54,550	2,421	10,957
Ecart-type estimé	43,231	11,250	55,423	2,459	11,132
Ecart absolu moyen	32,850	7,330	34,125	1,172	8,828
Ecart absolu médian	10,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	7,642	1,989	9,798	0,435	1,968
Borne inf. IC de la moyenne	16,507	0,288	6,018	-0,262	3,049
Borne sup. IC de la moyenne	47,680	8,400	45,982	1,512	11,076

ANNEXE 3a : Données nématologiques de l'exploitation CDBCI Dabou (DISTICT et Grds PONTS)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	10	0	0	0	0	Nbr. de valeurs utilisées	31	31	31	31	31
2	10	0	10	0	0	Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
3	43	0	520	0	33	Nbr. de val. min.	8	6	31	20	20
4	0	0	0	0	0	% de val. min.	25,806	19,355	100,000	64,516	64,516
5	20	0	43	0	10	Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
6	220	0	153	0	0	1er quartile	5,000	10,000	0,000	0,000	0,000
7	100	0	267	0	10	Médiane	20,000	100,000	0,000	0,000	0,000
8	10	0	20	0	0	3ème quartile	77,000	267,000	0,000	10,000	10,000
9	0	0	0	0	0	Maximum	620,000	533,000	0,000	67,000	67,000
10	0	0	0	0	0	Etendue	620,000	533,000	0,000	67,000	67,000
11	0	0	153	0	0	Somme	2267,000	4621,000	0,000	286,000	286,000
12	0	0	0	0	0	Moyenne	73,129	149,065	0,000	9,226	9,226
13	0	0	267	0	0	Moyenne géométrique					
14	0	0	10	0	0	Moyenne harmonique					
15	187	0	153	0	67	Aplatissement (Pearson)	7,489	-0,276		3,377	3,377
16	177	0	20	0	0	Asymétrie (Pearson)	2,660	0,992		1,995	1,995
17	177	0	100	0	0	Aplatissement	9,917	0,113		4,725	4,725
18	20	0	500	0	20	Asymétrie	2,939	1,095		2,203	2,203
19	10	0	0	0	0	CV (écart-type/moyenne)	1,796	1,123		1,818	1,818
20	33	0	153	0	0	Variance d'échantillon	16697,919	27132,512	0,000	272,175	272,175
21	17	0	277	0	0	Variance estimée	17254,516	28036,929	0,000	281,247	281,247
22	67	0	343	0	53	Ecart-type d'échantillon	129,220	164,719	0,000	16,498	16,498
23	77	0	110	0	10	Ecart-type estimé	131,356	167,442	0,000	16,770	16,770
24	10	0	43	0	0	Ecart absolu moyen	85,546	134,656	0,000	11,904	11,904
25	20	0	77	0	10	Ecart absolu médian	20,000	90,000	0,000	0,000	0,000
26	353	0	100	0	33	Ecart-type de la moyenne	23,592	30,074	0,000	3,012	3,012
27	620	0	353	0	0	Borne inf. IC de la moyenne	24,947	87,646	0,000	3,074	3,074
28	10	0	353	0	0	Borne sup. IC de la moyenne	121,311	210,483	0,000	15,377	15,377
29	33	0	533	0	20						
30	0	0	53	0	0						
31	43	0	10	0	20						

ANNEXE 3b : Données nématologiques de l'exploitation ROUCHARD (DISTRICT et Grds PONTS)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	600	0	67	153	0
2	1907	0	87	667	0
3	1307	0	220	40	220
4	907	0	173	67	87
5	8620	0	867	0	1820
6	3800	0	840	133	687
7	11153	0	4020	0	133
8	2040	0	1753	467	573
9	7020	0	773	487	733
10	6373	0	333	0	687
11	1173	0	753	0	0
12	1200	0	153	0	87
13	7573	0	4553	40	287
14	5267	0	1153	87	87
15	1753	0	620	907	0
16	3907	0	4107	0	20
17	2267	0	333	0	107
18	2800	0	200	0	287
19	3800	0	2533	87	0
20	4667	0	173	1200	353
21	3687	0	1933	240	307
22	3507	0	2953	507	507
23	3339	0	2533	440	400
24	40	0	687	173	20
25	10020	0	2507	107	400
26	1733	0	333	0	40
27	1707	0	7000	20	667
28	2153	0	3907	67	87
29	10353	0	687	467	2420
30	200	0	1773	220	0
31	5573	0	533	287	0

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	31	31	31	31	31
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	1	31	1	9	7
% de val. min.	3,226	100,000	3,226	29,032	22,581
Minimum	40,000	0,000	67,000	0,000	0,000
1er quartile	1707,000	0,000	333,000	0,000	20,000
Médiane	3339,000	0,000	773,000	87,000	133,000
3ème quartile	5573,000	0,000	2533,000	440,000	507,000
Maximum	11153,000	0,000	7000,000	1200,000	2420,000
Etendue	11113,000	0,000	6933,000	1200,000	2420,000
Somme	120446,000	0,000	48557,000	6863,000	11016,000
Moyenne	3885,355	0,000	1566,355	221,387	355,355
Moyenne géométrique	2511,170		817,535		
Moyenne harmonique	733,104		389,479		
Aplatissement (Pearson)	-0,313		1,354	2,223	6,073
Asymétrie (Pearson)	0,887		1,372	1,631	2,444
Aplatissement	0,067		2,172	3,269	8,129
Asymétrie	0,980		1,515	1,801	2,699
CV (écart-type/moyenne)	0,797		1,080	1,332	1,505
Variance d'échantillon	9273156,229	0,000	2768881,713	84216,624	276758,552
Variance estimée	9582261,437	0,000	2861177,770	87023,845	285983,837
Ecart-type d'échantillon	3045,186	0,000	1663,996	290,201	526,078
Ecart-type estimé	3095,523	0,000	1691,502	294,998	534,775
Ecart absolu moyen	2437,877	0,000	1340,370	222,912	344,545
Ecart absolu médian	1928,000	0,000	600,000	87,000	133,000
Ecart-type de la moyenne	555,972	0,000	303,803	52,983	96,048
Borne inf. IC de la moyenne	2749,908	0,000	945,907	113,181	159,198
Borne sup. IC de la moyenne	5020,802	0,000	2186,803	329,593	551,512

ANNEXE 3c : Données nématologiques de l'exploitation SCB Badema (DISTRICT et Grds PONTS)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0
4	0	0	0	220	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	373	0
7	0	0	0	67	0
8	0	0	0	20	0
9	0	0	0	87	0
10	0	0	0	0	0
11	0	0	0	0	0
12	0	0	0	0	0
13	40	0	0	600	0
14	0	0	0	0	0
15	0	0	0	0	0
16	0	0	0	373	20
17	0	0	0	133	0
18	1040	0	20	173	20
19	0	0	0	0	0
20	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	21	21	21	21	21
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	19	21	20	12	19
% de val. min.	90,476	100,000	95,238	57,143	90,476
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
3ème quartile	0,000	0,000	0,000	133,000	0,000
Maximum	1040,000	0,000	20,000	600,000	20,000
Etendue	1040,000	0,000	20,000	600,000	20,000
Somme	1080,000	0,000	20,000	2046,000	40,000
Moyenne	51,429	0,000	0,952	97,429	1,905
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	14,228		14,279	1,876	4,805
Asymétrie (Pearson)	3,939		3,949	1,678	2,563
Aplatissement	20,928		21,000	3,408	7,562
Asymétrie	4,572		4,583	1,947	2,975
CV (écart-type/moyenne)	4,408		4,583	1,698	3,158
Variance d'échantillon	48936,054	0,000	18,141	26066,435	34,467
Variance estimée	51382,857	0,000	19,048	27369,757	36,190
Ecart-type d'échantillon	221,215	0,000	4,259	161,451	5,871
Ecart-type estimé	226,678	0,000	4,364	165,438	6,016
Ecart absolu moyen	94,150	0,000	1,814	122,612	3,447
Ecart absolu médian	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	49,465	0,000	0,952	36,102	1,313
Borne inf. IC de la moyenne	-51,754	0,000	-1,034	22,122	-0,834
Borne sup. IC de la moyenne	154,611	0,000	2,939	172,735	4,643

ANNEXE 3d : Données nématologiques de l'exploitation SCB Niéky (DISTRICT et Grds PONTS)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	7911	0	12267	800	0	63	153	0	20	0	0
2	1422	0	7644	800	356	64	153	0	0	0	0
3	2489	0	533	711	178	65	40	0	20	0	0
4	3022	0	2044	0	178	66	420	0	0	0	67
5	420	0	0	107	20	67	20	0	0	0	0
6	887	0	7911	356	0	68	0	0	0	0	0
7	7289	711	10578	3467	89	69	707	0	1507	20	20
8	373	0	0	40	0	70	67	0	753	0	0
9	8089	0	2766	711	5422	71	0	0	0	0	0
10	4533	0	17511	444	0	72	0	0	0	0	0
11	11289	0	20356	1422	711	73	0	0	0	0	0
12	1600	0	15822	89	178	74	0	0	0	0	0
13	356	267	9956	0	267	75	287	0	20	0	0
14	0	0	0	10	0	76	153	0	0	0	0
15	33	0	10	0	20	77	67	0	753	0	0
16	0	0	0	20	0	78	133	0	133	0	0
17	33	0	0	10	0	79	2507	0	287	0	40
18	87	0	10	20	0	80	467	0	733	0	67
19	9333	89	12622	978	1156	81	220	0	133	0	0
20	20	0	0	0	0	82	87	0	40	0	40
21	6844	0	1244	1244	10	83	440	0	467	0	40
22	610	0	20	10	0	84	107	0	67	0	173
23	53	0	10	10	0	85	67	0	40	67	0
24	2400	89	10844	800	10	86	87	0	1040	0	0
25	6044	0	3644	178	711	87	0	0	0	87	0
26	0	0	0	0	0	88	0	0	173	40	0
27	0	0	0	0	0	89	2933	0	487	0	0
28	1778	0	10133	444	0	90	5200	0	373	67	333
29	0	0	1244	800	356	91	3533	0	400	0	87
30	2400	0	1511	800	2756	92	4467	0	867	0	307
31	4889	622	7733	1778	1333	93	1573	0	67	20	20
32	0	0	0	0	0	94	87	0	287	0	0
33	477	0	10	10	33	95	420	0	220	0	240
34	2844	0	7022	178	1156	96	687	0	0	40	20
35	1067	0	3378	20	1067	97	933	0	87	267	0
36	3200	0	11022	1956	178	98	87	0	0	0	0
37	356	0	1600	0	3467	99	867	0	973	173	0
38	2489	0	16622	444	1156	100	67	0	733	173	0
39	20	0	0	67	20	101	173	0	67	20	0
40	0	0	0	20	0	102	3153	0	220	107	0
41	7113	0	20	67	0	103	67	0	8020	0	107
42	5067	267	1867	1156	0	104	220	0	487	0	0
43	420	0	0	0	0	105	4553	0	3287	20	200
44	220	0	0	0	0	106	220	0	933	0	0
45	20	0	87	0	0	107	1300	0	0	0	33
46	1000	0	887	0	0	108	2000	0	67	0	0
47	0	0	887	0	0	109	0	0	0	0	0
48	20	0	420	0	0	110	0	0	0	0	0
49	0	0	0	0	0	111	67	0	556	822	22
50	1440	0	20	0	67	112	178	0	3511	467	22
51	573	0	1020	0	0	113	2089	0	1400	556	200
52	67	0	0	40	107	114	107	0	487	67	178
53	0	0	440	20	0	115	0	0	440	0	0
54	0	0	410	53	0	116	89	89	3111	1156	20
55	0	0	87	0	0	117	87	0	687	0	0
56	0	0	33	0	0	118	573	0	420	20	20
57	10	0	0	0	10	119	67	67	1400	89	22
58	9000	444	1333	556	889	120	10	0	0	0	0
59	20	0	0	10	0	121	307	0	107	0	0
60	377	0	120	0	33						
61	20	0	33	0	43						
62	100	0	453	0	0						

ANNEXE 3d (suite et fin) : Donnés nématologiques de l'exploitation SCB Niéky (DISTRICT et Grds PONTS)

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	121	121	121	121	121
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	23	112	33	62	68
% de val. min.	19,008	92,562	27,273	51,240	56,198
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	20,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Médiane	220,000	0,000	220,000	0,000	0,000
3ème quartile	1586,500	0,000	1288,500	98,000	67,000
Maximum	11289,000	711,000	20356,000	3467,000	5422,000
Etendue	11289,000	711,000	20356,000	3467,000	5422,000
Somme	162420,000	2645,000	240064,000	24924,000	24255,000
Moyenne	1342,314	21,860	1984,000	205,983	200,455
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	4,350	29,451	6,008	17,800	34,213
Asymétrie (Pearson)	2,192	5,338	2,560	3,708	5,466
Aplatissement	4,715	31,323	6,472	18,973	36,370
Asymétrie	2,248	5,473	2,625	3,802	5,605
CV (écart-type/moyenne)	1,735	4,580	2,073	2,336	3,340
Variance d'échantillon	5376804,282	9938,451	16771493,620	229673,239	444628,132
Variance estimée	5421610,984	10021,272	16911256,067	231587,183	448333,367
Ecart-type d'échantillon	2318,794	99,692	4095,301	479,242	666,804
Ecart-type estimé	2328,435	100,106	4112,330	481,235	669,577
Ecart absolu moyen	1656,143	40,467	2680,529	297,378	302,071
Ecart absolu médian	220,000	0,000	220,000	0,000	0,000
Ecart-type de la moyenne	211,676	9,101	373,848	43,749	60,871
Borne inf. IC de la moyenne	923,210	3,841	1243,807	119,364	79,935
Borne sup. IC de la moyenne	1761,418	39,878	2724,193	292,603	320,974

ANNEXE 3e : Données nématologique de l'exploitation SPDCie Dabou (DISTRICT et Grds PONTS)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	0	0	Nbr. de valeurs utilisées	32	32	32	32	32
2	0	0	10	0	0	Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0	Nbr. de val. min.	9	32	13	32	32
4	10	0	0	0	0	% de val. min.	28,125	100,000	40,625	100,000	100,000
5	0	0	20	0	0	Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
6	300	0	0	0	0	1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
7	0	0	0	0	0	Médiane	38,000	0,000	10,000	0,000	0,000
8	10	0	0	0	0	3ème quartile	183,500	0,000	88,000	0,000	0,000
9	0	0	0	0	0	Maximum	833,000	0,000	433,000	0,000	0,000
10	10	0	0	0	0	Etendue	833,000	0,000	433,000	0,000	0,000
11	43	0	0	0	0	Somme	3733,000	0,000	1906,000	0,000	0,000
12	0	0	0	0	0	Moyenne	116,656	0,000	59,563	0,000	0,000
13	0	0	20	0	0	Moyenne géométrique					
14	833	0	10	0	0	Moyenne harmonique					
15	77	0	20	0	0	Aplatissement (Pearson)	6,086		3,734		
16	367	0	0	0	0	Asymétrie (Pearson)	2,273		1,988		
17	20	0	0	0	0	Aplatissement	8,070		5,123		
18	210	0	10	0	0	Asymétrie	2,503		2,189		
19	43	0	43	0	0	CV (écart-type/moyenne)	1,506		1,701		
20	20	0	187	0	0	Variance d'échantillon	29891,226	0,000	9948,871	0,000	0,000
21	10	0	153	0	0	Variance estimée	30855,459	0,000	10269,802	0,000	0,000
22	153	0	33	0	0	Ecart-type d'échantillon	172,891	0,000	99,744	0,000	0,000
23	167	0	20	0	0	Ecart-type estimé	175,657	0,000	101,340	0,000	0,000
24	343	0	0	0	0	Ecart absolu moyen	126,236	0,000	75,844	0,000	0,000
25	77	0	10	0	0	Ecart absolu médian	38,000	0,000	10,000	0,000	0,000
26	200	0	153	0	0	Ecart-type de la moyenne	31,052	0,000	17,915	0,000	0,000
27	0	0	167	0	0	Borne inf. IC de la moyenne	53,325	0,000	23,026	0,000	0,000
28	77	0	20	0	0	Borne sup. IC de la moyenne	179,987	0,000	96,099	0,000	0,000
29	210	0	433	0	0						
30	167	0	277	0	0						
31	353	0	133	0	0						
32	33	0	187	0	0						

ANNEXE 4a : Données nématologiques dans l'exploitation ELIMA Aboisso (SUD COMOE)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	133	20	0	40	0
2	287	67	0	107	20
3	40	0	20	640	0
4	40	0	0	40	0
5	820	420	0	440	87
6	1373	133	200	1020	0
7	1020	220	0	420	40
8	107	1040	20	773	0
9	87	420	20	773	200
10	0	40	0	0	87
11	1153	933	20	220	87
12	733	1400	2133	307	0
13	2133	467	220	220	87
14	600	107	20	20	67
15	107	573	173	133	1333
16	1753	20	87	733	40
17	133	887	0	373	0
18	153	333	87	373	40
19	333	573	0	287	20
20	953	467	640	553	40
21	173	87	107	287	20
22	287	267	887	763	0
23	687	600	667	240	40
24	953	553	0	487	67
25	953	467	267	620	20
26	1553	87	0	440	107
27	153	307	153	20	40
28	533	867	133	240	87
29	40	267	67	133	0
30	87	87	0	0	67
31	1467	907	573	153	107
32	1040	240	0	0	20
33	287	87	153	0	0
34	620	0	307	600	40
35	420	40	20	87	0
36	687	20	0	200	0
37	353	20	0	573	20
38	267	220	67	0	0
39	67	20	0	0	1907
40	87	440	1240	67	707

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	40	40	40	40	40
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	1	6	15	6	13
% de val. min.	2,500	15,000	37,500	15,000	32,500
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	120,000	30,000	0,000	53,500	0,000
Médiane	343,000	230,000	20,000	240,000	40,000
3ème quartile	953,000	510,000	186,500	520,000	87,000
Maximum	2133,000	1400,000	2133,000	1020,000	1907,000
Etendue	2133,000	1400,000	2133,000	1020,000	1907,000
Somme	22672,000	13289,000	8281,000	12382,000	5397,000
Moyenne	566,800	332,225	207,025	309,550	134,925
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	0,215	0,440	9,804	-0,655	13,211
Asymétrie (Pearson)	1,028	1,079	3,002	0,642	3,691
Aplatissement	0,600	0,870	12,073	-0,440	16,149
Asymétrie	1,110	1,164	3,241	0,693	3,985
CV (écart-type/moyenne)	0,957	1,062	2,006	0,894	2,736
Variance d'échantillon	286917,510	121259,824	168221,024	74662,848	132825,169
Variance estimée	294274,369	124369,051	172534,384	76577,279	136230,943
Ecart-type d'échantillon	535,647	348,224	410,148	273,245	364,452
Ecart-type estimé	542,471	352,660	415,373	276,726	369,095
Ecart absolu moyen	443,120	284,959	253,539	231,410	180,365
Ecart absolu médian	276,500	210,000	20,000	200,000	40,000
Ecart-type de la moyenne	85,772	55,760	65,676	43,754	58,359
Borne inf. IC de la moyenne	393,309	219,439	74,182	221,049	16,883
Borne sup. IC de la moyenne	740,291	445,011	339,868	398,051	252,967

ANNEXE 4b : Données nématologiques dans l'exploitation SAKJ Akressi (SUD COMOE)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	40	0	200	41	287	20	87	0	467
2	0	20	0	20	20	42	1487	0	40	1067	0
3	1440	0	0	20	87	43	1687	933	0	267	20
4	707	0	0	0	867	44	133	0	0	240	953
5	0	0	67	200	0	45	0	20	87	0	0
6	67	0	0	0	0	46	0	0	20	333	20
7	0	0	0	287	20	47	0	20	0	40	0
8	20	0	0	20	67	48	0	0	20	487	0
9	800	0	0	20	107	49	1887	1020	200	87	0
10	107	0	0	20	67	50	333	0	40	620	687
11	0	0	0	20	87	51	20	0	0	0	40
12	67	0	0	0	373	52	707	67	0	133	533
13	173	0	0	40	553	53	440	1707	200	20	1240
14	20	0	0	0	20	54	133	87	0	267	0
15	87	0	40	20	2373	55	1400	707	173	40	107
16	0	0	0	87	0	56	933	0	40	2507	0
17	0	0	0	173	1753	57	307	0	0	1133	0
18	0	0	0	40	153	58	20	87	0	0	0
19	20	0	0	0	67	59	707	667	267	400	613
20	20	0	20	0	0	60	267	840	0	107	1087
21	1087	0	0	107	1087	61	20	67	267	1973	600
22	220	0	0	0	267	62	80	213	0	880	0
23	40	0	0	153	133	63	640	1040	0	687	1040
24	0	0	40	0	0	64	353	287	0	573	107
25	0	0	40	0	0	65	600	40	0	907	240
26	0	0	0	20	200	66	0	0	20	0	40
27	0	0	0	0	20	67	0	0	87	20	0
28	20	0	0	0	0	68	307	20	40	40	40
29	0	0	0	200	973	69	1220	353	307	420	40
30	87	67	0	240	440	70	20	0	0	933	0
31	20	0	0	173	40	71	67	20	0	200	0
32	1220	20	0	533	153	72	0	40	0	353	287
33	0	0	0	353	0	73	707	20	0	200	0
34	0	87	533	67	67	74	2267	933	347	0	1147
35	1400	173	67	200	133	75	4347	4933	173	307	1733
36	533	953	153	40	107	76	573	667	667	2000	0
37	1000	1020	87	87	440	77	10267	40	707	1067	747
38	820	0	40	87	133	78	0	0	0	3680	973
39	0	40	0	733	1620						
40	1307	0	20	1533	67						

ANNEXE 4b (suite et fin) : Données nématologiques dans l'exploitation SAKJ Akressi (SUD COMOE)

Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
Nbr. de valeurs utilisées	78	78	78	78	78
Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
Nbr. de val. min.	24	52	46	18	23
% de val. min.	30,769	66,667	58,974	23,077	29,487
Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1er quartile	0,000	0,000	0,000	20,000	0,000
Médiane	83,500	0,000	0,000	97,000	77,000
3ème quartile	707,000	20,000	40,000	353,000	467,000
Maximum	10267,000	4933,000	707,000	3680,000	2373,000
Etendue	10267,000	4933,000	707,000	3680,000	2373,000
Somme	43498,000	15987,000	4936,000	27481,000	25455,000
Moyenne	557,667	204,962	63,282	352,321	326,346
Moyenne géométrique					
Moyenne harmonique					
Aplatissement (Pearson)	36,063	35,408	9,572	10,544	3,328
Asymétrie (Pearson)	5,499	5,434	3,045	3,010	1,901
Aplatissement	39,657	38,939	10,647	11,712	3,810
Asymétrie	5,717	5,650	3,166	3,129	1,976
CV (écart-type/moyenne)	2,358	3,130	2,200	1,776	1,540
Variance d'échantillon	1707295,453	406280,986	19136,202	386701,525	249499,662
Variance estimée	1729468,121	411557,362	19384,725	391723,623	252739,918
Ecart-type d'échantillon	1306,635	637,402	138,334	621,853	499,499
Ecart-type estimé	1315,092	641,527	139,229	625,878	502,732
Ecart absolu moyen	662,205	326,372	85,562	395,904	379,309
Ecart absolu médian	83,500	0,000	0,000	97,000	77,000
Ecart-type de la moyenne	148,905	72,639	15,765	70,867	56,923
Borne inf. IC de la moyenne	261,159	60,319	31,891	211,207	212,998
Borne sup. IC de la moyenne	854,174	349,604	94,673	493,434	439,695

ANNEXE 4c : Données nématologiques dans l'exploitation SAKJ Diby (SUD COMOE)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	0	0	0	0	Nbr. de valeurs utilisées	49	49	49	49	49
2	20	20	0	0	0	Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
3	1687	0	0	0	0	Nbr. de val. min.	20	42	35	33	25
4	0	0	0	20	67	% de val. min.	40,816	85,714	71,429	67,347	51,020
5	20	133	0	0	0	Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
6	0	0	0	0	0	1er quartile	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
7	600	0	0	0	0	Médiane	20,000	0,000	0,000	0,000	0,000
8	0	20	40	333	87	3ème quartile	67,000	0,000	20,000	40,000	87,000
9	173	0	0	0	0	Maximum	1687,000	133,000	687,000	440,000	333,000
10	40	0	0	0	0	Etendue	1687,000	133,000	687,000	440,000	333,000
11	20	0	40	0	0	Somme	6402,000	340,000	2422,000	2287,000	2343,000
12	0	0	0	0	0	Moyenne	130,653	6,939	49,429	46,673	47,816
13	40	0	0	0	0	Moyenne géométrique					
14	0	40	240	20	67	Moyenne harmonique					
15	20	0	0	0	0	Aplatissement (Pearson)	11,820	17,366	11,226	4,695	4,260
16	0	0	0	0	0	Asymétrie (Pearson)	3,450	4,101	3,311	2,343	1,852
17	87	20	0	0	0	Aplatissement	13,948	20,363	13,260	5,704	5,201
18	0	0	0	267	107	Asymétrie	3,672	4,364	3,524	2,494	1,971
19	400	0	20	0	0	CV (écart-type/moyenne)	2,529	3,361	2,663	2,162	1,430
20	0	0	20	0	0	Variance d'échantillon	106954,471	532,629	16968,531	9970,628	4580,395
21	40	0	0	0	0	Variance estimée	109182,690	543,725	17322,042	10178,349	4675,820
22	0	0	0	40	20	Ecart-type d'échantillon	327,039	23,079	130,263	99,853	67,679
23	0	20	0	0	107	Ecart-type estimé	330,428	23,318	131,613	100,888	68,380
24	0	0	40	0	0	Ecart absolu moyen	181,828	11,895	75,370	67,222	53,155
25	20	0	0	0	0	Ecart absolu médian	20,000	0,000	0,000	0,000	0,000
26	20	0	0	0	0	Ecart-type de la moyenne	47,204	3,331	18,802	14,413	9,769
27	733	40	0	0	107	Borne inf. IC de la moyenne	35,743	0,241	11,625	17,695	28,175
28	67	0	0	0	0	Borne sup. IC de la moyenne	225,563	13,636	87,232	75,652	67,457
29	67	0	0	173	67						
30	0	20	20	40	87						
31	287	0	0	40	87						
32	1400	0	0	307	200						
33	0	0	0	0	0						
34	0	200	0	0	20						
35	0	0	0	0	0						
36	20	20	107	0	0						
37	0	0	0	440	0						
38	67	240	0	0	153						
39	87	20	0	0	40						
40	20	0	0	0	173						
41	0	0	0	20	40						
42	107	0	240	220	87						
43	40	40	87	153	333						
44	220	173	307	0	107						
45	0	87	687	40	40						
46	0	67	0	107	87						
47	40	0	0	67	133						
48	40	87	87	0	20						
49	20	20	487	0	107						

ANNEXE 4d : Données nématologiques dans l'exploitation SBM (SUD COMOE)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multincinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	0	622	22	44	22	Nbr. de valeurs utilisées	42	42	42	42	42
2	0	778	44	44	44	Nbr. de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
3	0	511	44	89	22	Nbr. de val. min.	21	2	24	3	10
4	0	378	133	22	89	% de val. min.	50,000	4,762	57,143	7,143	23,810
5	22	289	67	0	22	Minimum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
6	0	689	222	67	400	1er quartile	0,000	133,000	0,000	67,000	22,000
7	44	156	22	178	67	Médiane	11,000	267,000	0,000	189,000	22,000
8	0	156	0	533	44	3ème quartile	44,000	511,000	44,000	600,000	44,000
9	0	89	0	400	44	Maximum	467,000	1111,000	222,000	2711,000	400,000
10	89	333	22	89	111	Etendue	467,000	1111,000	222,000	2711,000	400,000
11	44	333	67	267	89	Somme	2685,000	14288,000	1264,000	18364,000	1838,000
12	333	222	156	711	22	Moyenne	63,929	340,190	30,095	437,238	43,762
13	333	800	0	244	89	Moyenne géométrique					
14	22	22	0	2333	22	Moyenne harmonique					
15	222	289	0	2711	44	Aplatissement (Pearson)	2,753	0,050	3,827	5,123	19,302
16	22	733	0	600	22	Asymétrie (Pearson)	1,940	0,926	2,107	2,308	4,016
17	89	378	0	533	22	Aplatissement	3,590	0,385	4,864	6,401	23,216
18	222	44	0	156	0	Asymétrie	2,086	0,996	2,266	2,482	4,320
19	22	89	44	89	22	CV (écart-type/moyenne)	1,797	0,812	1,755	1,390	1,474
20	0	244	0	689	44	Variance d'échantillon	12888,257	74434,535	2724,658	360479,943	4060,039
21	22	133	44	2022	111	Variance estimée	13202,605	76250,012	2791,113	369272,137	4159,064
22	0	244	22	489	89	Ecart-type d'échantillon	113,526	272,827	52,198	600,400	63,718
23	0	667	44	89	67	Ecart-type estimé	114,903	276,134	52,831	607,678	64,491
24	0	89	0	978	44	Ecart absolu moyen	81,701	220,531	36,707	400,782	34,311
25	289	1111	0	67	0	Ecart absolu médian	11,000	167,000	0,000	178,000	22,000
26	44	489	89	733	0	Ecart-type de la moyenne	17,730	42,608	8,152	93,767	9,951
27	0	244	0	400	44	Borne inf. IC de la moyenne	28,122	254,141	13,632	247,872	23,665
28	0	89	22	178	0	Borne sup. IC de la moyenne	99,735	426,240	46,559	626,604	63,859
29	0	133	0	44	0						
30	0	289	0	733	22						
31	0	422	0	122	22						
32	0	0	0	22	44						
33	22	267	22	67	22						
34	0	556	0	0	0						
35	0	0	0	0	0						
36	67	622	0	622	0						
37	44	178	0	844	44						
38	467	44	178	444	22						
39	244	267	0	200	44						
40	0	111	0	22	0						
41	22	978	0	400	0						
42	0	200	0	89	22						

ANNEXE 4e : Données nématologiques dans l'exploitation SBMK Aboisso (SUD COMOE)

N° échantillon	Population de nématodes: individus / 100 g de racine					Paramètres d'analyses	Analyse descriptive / espèce de nématode				
	<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>		<i>R. similis</i>	<i>P. coffeae</i>	<i>H. multicinctus</i>	<i>H. pararobustus</i>	<i>Meloidogyne</i>
1	1400	153	353	1353	20	Nbr. de valeurs utilisées	22	22	22	22	22
2	953	87	287	533	20	Nbre de valeurs ignorées	0	0	0	0	0
3	1667	0	373	973	87	Nbre de valeur minimale	1	9	3	5	5
4	3467	107	533	40	20	% de valeur minimale	4,545	40,909	13,636	22,727	22,727
5	867	67	87	220	40	Minimum	267,000	0,000	0,000	0,000	0,000
6	5533	0	173	0	0	1er quartile	820,000	0,000	107,000	20,000	20,000
7	1487	1907	87	87	107	Médiane	1320,000	20,000	386,500	186,500	40,000
8	573	20	220	333	40	3ème quartile	2667,000	107,000	1020,000	533,000	107,000
9	820	67	107	333	20	Maximum	6107,000	1907,000	6067,000	1353,000	287,000
10	287	0	0	0	0	Etendue	5840,000	1907,000	6067,000	1353,000	287,000
11	6107	20	1800	0	240	Somme	40206,000	4168,000	20788,000	6919,000	1889,000
12	353	0	0	287	0	Moyenne	1827,545	189,455	944,909	314,500	85,864
13	333	40	400	40	20	Moyenne géométrique	1275,082				
14	1240	0	1020	267	0	Moyenne harmonique	863,955				
15	1933	87	467	20	40	Aplatissement (Pearson)	0,942	8,737	4,110	0,379	-0,690
16	1133	467	6067	40	220	Asymétrie (Pearson)	1,326	2,972	2,278	1,177	0,987
17	1753	0	1600	0	87	Aplatissement	2,018	12,891	6,437	1,232	-0,259
18	2667	0	5067	820	287	Asymétrie	1,528	3,425	2,625	1,357	1,138
19	3153	440	467	800	267	CV (écart-type/moyenne)	0,873	2,270	1,676	1,210	1,194
20	267	0	0	0	0	Variance d'échantillon	2432390,430	176499,339	2392948,901	138282,523	10035,754
21	2973	753	1173	620	287	Variance estimée	2548218,545	184904,069	2506898,848	144867,405	10513,647
22	1240	20	507	153	87	Ecart-type d'échantillon	1559,612	420,118	1546,916	371,864	100,179
						Ecart-type estimé	1596,314	430,005	1583,319	380,615	102,536
						Ecart absolu moyen	1185,471	255,380	1005,231	295,364	81,475
						Ecart absolu médian	680,000	20,000	289,500	176,500	40,000
						Ecart-type de la moyenne	340,335	91,677	337,565	81,147	21,861
						Borne inf. IC de la moyen	1119,779	-1,199	242,905	145,745	40,402
						Borne sup. IC de la moyer	2535,311	380,108	1646,913	483,255	131,326

ANNEXE 5 : Index des taxons cités

Liste alphabétique des taxons	Page
A <i>Abildardia filamentosa</i>	117; 119.
<i>Acacia auriculiformis</i>	129 ; 132.
<i>Acacia mangium</i>	129 ; 132.
<i>Acontylus</i> sp.	33.
<i>Ageratum conyzoides</i>	42; 113; 206
<i>Allium sativum</i>	44.
<i>Amaranthus viridis</i>	117; 119.
<i>Aphis gossypii</i>	24.
<i>Arachis hypogaea</i>	44; 49.
<i>Argemone mexicana</i>	44.
<i>Arthrobotrys irregularis</i>	48.
<i>Arthrobotrys</i> sp.	89; 90.
<i>Ascophyllum nodosum</i>	44.
<i>Avena sativa</i>	44.
B <i>Belonolaimus</i> sp.	31.
<i>Botryodiplodia theobromae</i>	22.
<i>Brachiaria erecta</i>	117; 119.
<i>Brassica napus</i>	44.
C <i>Canavalia ensiformis</i>	155.
<i>Catharanthus roseus</i>	49.
<i>Cephalenches</i> sp.	31.
<i>Chromolaena odorata</i>	41.
<i>Cladosporium musae</i>	22.
<i>Cleome ciliata</i>	117; 119.
<i>Commelina benghalensis</i>	39.
<i>Cosmopolites sordidus</i>	2; 25.
<i>Crotalaria juncea</i>	155.
<i>Crotalaria</i> sp.	3; 40.
<i>Crotalaria spectabilis</i>	44.
<i>Croton hirtus</i>	41.
<i>Cylindrocarpon musae</i>	22.
<i>Cylindrocladium</i> sp.	22.
<i>Cyperus esculentus</i>	39; 117; 119.
<i>Cyperus rotundus</i>	39.
<i>Cyperus sphacelatus</i>	117; 119.
D <i>Dactyloctenium aegyptium</i>	39.
<i>Digitaria horizontalis</i>	39; 117; 119.

	<i>Dysmicoccus brevipes</i>	1.
E	<i>Eleusine indica</i>	117; 119.
	<i>Endogona gigantea</i>	49.
	<i>Eragrostis curvula</i>	49.
	<i>Euphorbia heterophylla</i>	41.
F	<i>Fusarium oxysporum</i> sp. <i>cubense</i>	1; 22.
G	<i>Glomus mosseae</i>	49.
	<i>Gracilacus</i> sp.	28.
H	<i>Hanseniella ivorensis</i>	25.
	<i>Helicotylenchus dihystera</i>	44.
	<i>Helicotylenchus multicinctus</i>	30; 32; 79; 95; 98; 102; 106; 108; 147; 150; 159; 160.
	<i>Helicotylenchus</i> sp.	31.
	<i>Hemicycliophora</i> sp.	31.
	<i>Heterodera schachtii</i>	41; 44.
	<i>Heterodera solacearum</i>	49.
	<i>Heterodera</i> sp.	31.
	<i>Heteroligus meles</i>	25.
	<i>Hirschmaniella</i> sp.	31.
	<i>Hoplolaimus pararobustus</i>	30; 32; 79; 95; 102; 106; 108; 147; 150; 159; 160.
	<i>Hoplolaimus</i> sp.	31.
I	<i>Ipomoea eriocarpa</i>	39.
K	<i>Kyllinga erecta</i>	117; 119.
L	<i>Lindernia diffusa</i>	117; 119.
	<i>Longidorus</i> sp.	28.
	<i>Ludwigia erecta</i>	117; 119.
M	<i>Macroposthonia</i> sp.	31.
	<i>Mariscus cylindristachyus</i>	117; 119.
	<i>Meloidodera</i> sp.	31.
	<i>Meloidogyne arenaria</i>	44.
	<i>Meloidogyne hapla</i>	44.
	<i>Meloidogyne incognita</i>	32; 43; 44; 49.
	<i>Meloidogyne javanica</i>	44.
	<i>Meloidogyne</i> spp.	28; 40; 43; 44; 79; 95; 98; 102; 106; 108; 147; 150; 159; 160.
	<i>Mucuna puriens</i>	44.
	<i>Mucuna</i> sp.	3.
	<i>Musa acuminata</i>	8; 9; 10.
	<i>Musa balbisiana</i>	8; 9; 11.
	<i>Musa texilis</i>	8.
	<i>Mycosphaerella fijiensis</i>	1; 22.

<i>Mycosphaerella musicola</i>	1; 22.
<i>Mycosphaerella spp.</i>	22.
N <i>Nacobus sp.</i>	31.
O <i>Odoiporus longicollis</i>	25.
<i>Oldenlandia corymbosa</i>	39.
P <i>Paecilomyces lilacinus</i>	48.
<i>Paecilomyces sp.</i>	89; 90.
<i>Panicum laxum</i>	117; 119.
<i>Panicum maximum</i>	117; 119.
<i>Paratylenchus sp.</i>	31.
<i>Pasteuria penetrans</i>	49.
<i>Pentalonia nigronervosa</i>	1; 24.
<i>Phyllanthus amarus</i>	117; 119; 150; 160.
<i>Planococcus citri</i>	1; 24.
<i>Pratylenchus brachyurus</i>	43. 2; 3; 4; 5; 29; 30; 32; 33; 34; 36; 40; 44; 70; 75; 79; 80; 80; 86; 95; 98; 102; 106; 108; 115; 121; 123; 126; 131; 133; 135; 140; 147; 149; 150; 151; 152; 153; 154; 155; 156; 157; 158; 159; 160; 162.
<i>Pratylenchus coffeae</i>	115; 121; 123; 126; 131; 133; 135; 140; 147; 149; 150; 151; 152; 153; 154; 155; 156; 157; 158; 159; 160; 162.
<i>Pratylenchus neglectus</i>	44.
<i>Pratylenchus penetrans</i>	44.
<i>Pratylenchus sp.</i>	31; 44.
<i>Pseudomonas celebensis</i>	22.
<i>Pseudomonas solanacearum</i>	22. 2; 3; 4; 5; 29; 30; 32; 34; 35; 36; 40; 53; 70; 75; 79; 80; 82; 83; 86; 95; 98; 102; 106; 108; 115; 121; 123; 126; 131; 133; 135; 140; 147; 149; 150; 151; 152; 153; 154; 155; 156; 157; 158; 159; 160; 162.
R <i>Radopholus similis</i>	108; 115; 121; 123; 126; 131; 133; 135; 140; 147; 149; 150; 151; 152; 153; 154; 155; 156; 157; 158; 159; 160; 162.
<i>Raphanus sativa</i>	40.
<i>Raphanus sativus</i>	44.
<i>Rhizoctonia solani</i>	22.
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	24.
<i>Ricinus communis</i>	44; 49.
<i>Roettboellia cochinchinensis</i>	117; 119.
<i>Rotylenchulus sp</i>	31; 32.
<i>Rotylenchus reniformis</i>	44.
<i>Rotylenchus sp</i>	31; 44.
S <i>Saccharicoccus sacchari</i>	1.
<i>Sesamum indicum</i>	40.
<i>Sesamum orientale</i>	49.
<i>Sinapis alba</i>	41.

<i>Solanum nigrum</i>	117; 119; 150; 160.
<i>Solanum tuberosum</i>	34.
<i>Sparganophorus sparganophora</i>	117; 119; 150; 160.
<i>Sphaeronema</i> sp.	31.
<i>Sporobolus pyramidalis</i>	117; 119.
<i>Streptomyces avermitilis</i>	49.
<i>Symphonia</i> sp	63.
T <i>Tagetes erecta</i>	40; 44.
<i>Tagetes minuta</i>	49.
<i>Tagetes</i> sp.	3; 44.
<i>Tithonia diversifolia</i>	4; 5; 41; 43; 67; 83; 85; 86; 89; 92; 95; 131; 133; 135; 140; 143; 153; 154; 155; 156; 157; 158; 160; 162.
<i>Torenia thourasti</i>	117; 119.
<i>Tridax procumbens</i>	39.
<i>Trophotylenchus</i> sp.	31.
<i>Tylenchorynchus</i> sp.	28; 31.
<i>Tylenchulus semipenetrans</i>	44.
<i>Tylenchulus</i> sp.	31.
V <i>Vernonia cinerea</i>	117; 119.
<i>Verticillium chlamydosporium</i>	48.
<i>Verticillium</i> sp.	89; 90.
<i>Verutus</i> sp.	31.
X <i>Xanthomonas campestris</i>	22.
<i>Xiphinema</i> sp.	28.
Z <i>Zythia</i> sp.	22.

ANNEXE 6 : Articles tirés de la thèse

Gnonhour G. P., Zézé A., Adiko A., Kobenan K. (2019). *Tithonia diversifolia* crop rotation: an efficient cultural practice for control of burrowing (*Radopholus similis*) and root-lesion (*Pratylenchus coffea*) nematodes in banana orchards in Côte d'Ivoire. *International Journal of Phytopathology* 08 (03):101-109

Gnonhour G. P., Adiko A., Kobenan K., Aké S. (2009). Longévité des bananeraies industrielles en relation avec le parasitisme des nématodes *Radopholus similis* et *Pratylenchus Coffeae* en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences* 19 : 1100-1111 www.biosciences.elewa.org

Gnonhour G. P., Adiko A. (2008). Distribution géographique de *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* : Risque potentiel sur la pérennisation des plantations de bananiers dessert en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine* 20 (2) : 213-220.

Résumé

L'introduction d'une plante non hôte des nématodes dans l'agrosystème bananier en phase d'interculture peut modifier la structure de la nématofaune en faveur d'une production durable qui minimise l'usage de nématicides. Cette hypothèse a fixé les bases de notre approche expérimentation. Les résultats d'enquêtes faunistiques ont révélé que les nématodes parasites majeurs (NEM) : *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* représentent 54% de la nématofaune des bananeraies contre 46% pour les espèces parasites secondaires (NS) composées de *Helicotylenchus multicinctus*, *Hoplolaimus pararobustus*, *Meloidogyne* spp. Dans la flore associée aux bananeraies, 29 adventices ont été répertoriées hôtes de nématodes dont *Solanum nigrum* (Solanaceae), *Phyllanthus amarus* (Euphorbiaceae), *Sparganophorus sparganophora* (Asteraceae) hébergent ces cinq principales espèces de nématodes des bananiers. L'analyse de la durée de vie des bananeraies en relation avec la prévalence de *R. similis* et *P. coffeae* dans les différents bassins de production, a montré que le renouvellement du verger intervient tous les 4 ans à Aboisso (SUD COMOE), contre 7 ans à Abidjan (DISTRICT et Grds PONTS) et à Agboville (AGNEBY TIASSA). L'étude du statut d'hôte de *Tithonia diversifolia* vis-à-vis de *R. similis* et *P. coffeae* a révélé que cette Asteraceae est une plante non hôte qui piège *in situ* les nématodes et brise leur cycle vital. La mise en œuvre d'une jachère monospécifique à base de *T. diversifolia* en interculture des bananiers, à la densité de 1 820 plants/ha a réduit de plus de 90% les infestation de *R. similis* et *P. coffeae* au bout de six mois de végétation. L'utilisation de matériel végétal sain (vitro plants de bananiers) implanté sur le sol assaini par *T. diversifolia* a permis de réaliser deux cycles de récoltes de fruits sans application de nématicide. Avec la production de la "banane biologique" en plein essor en Côte d'Ivoire, l'intégration de *T. diversifolia* dans l'itinéraire technique de cet agrosystème très exigeant vis-à-vis de l'usage des pesticides pourrait être une solution alternative à l'usage de nématicide.

Mots clés : nématodes, bananier, *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae*, jachère, interculture, *Tithonia diversifolia*, adventices.

Abstract

The introduction of a non-host plant of parasitic nematodes in the intercropped banana agrosystem can modify the structure of the nematofauna in favor of sustainable production that minimizes the use of nematicides. This hypothesis laid the foundations of our experimental approach. The results of the faunistic surveys revealed that the major parasitic nematodes (NEM), *Radopholus similis* and *Pratylenchus coffeae* represent 54% of the banana nematofauna as against 46% for the secondary parasitic species (NS) composed of *Helicotylenchus multicinctus*, *Hoplolaimus pararobustus*, *Meloidogyne* spp. In the flora associated with banana plantations, 29 weeds have been identified hosts of parasitic nematodes including *Solanum nigrum* (Solanaceae), *Phyllanthus amarus* (Euphorbiaceae), *Sparganophorus sparganophora* (Asteraceae) harbor these five main species of banana nematodes. Analysis of the longevity of the orchards in relation to the prevalence of *R. similis* and *P. coffeae* in the different production areas, has shown that the renewal of the orchard occurs every 4 years in Aboisso (SUD COMOE), against 7 years in Abidjan (DISTRICT and GRANDS PONTS) and Agboville (AGNEBY TIASSA). The study of the host status of *Tithonia diversifolia* against *R. similis* and *P. coffeae* revealed that this Asteraceae is a non-host plant that traps nematodes *in situ* and breaks their life cycle. The implementation of a monospecific fallow of *T. diversifolia* at a density of 1,820 plants / ha in banana intercrop, reduced the infestation of *R. similis* and *P. coffeae* by more than 90% after six months of vegetation. The replanting of banana tissue culture plants (vitro plants) implanted on cleaned soil by *Tithonia diversifolia* allowed to carry out two cycles of harvest of fruits with no nematicide application. With an increasing trend in "organic banana" production in Côte d'Ivoire, the integration of *T. diversifolia* into the technical route of this non-pesticide agro-ecosystem could be an alternative solution to the use of nematicide.

Key words: nematodes, banana, *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae*, fallow, interculture, *Tithonia diversifolia*, weeds.