

N° D'ORDRE : .....



**UNIVERSITE DE DSCHANG**

Faculté d'Agronomie et  
des Sciences Agricoles



**ORGANISATION DE L'UNITE AFRICAINE**

Centre Africain de Recherche  
et de Formation Phytosanitaire

**ETUDE DES RELATIONS ENTRE LES PRINCIPALES  
ESPECES DE *MELOIDOGYNE* GOELDI DU SENEGAL  
ET TROIS ESPECES D'*ACACIA* MILLER (DEUX  
AFRICAINES ET UNE AUSTRALIENNE)**

**THESE**

**PRESENTEE POUR L'OBTENTION DU GRADE DE  
DOCTEUR DE 3<sup>ème</sup> CYCLE  
EN PROTECTION DES VEGETAUX**

**Spécialité : Zoologie Agricole  
(Option : Nématologie)**

**Par**

**TABULA Teyi - Kalula**

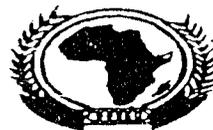
**Sous la direction du Dr. CADET Patrice  
Directeur du Laboratoire de Nématologie,  
ORSTOM - B.P. 1386  
DAKAR - SENEGAL**

N° D'ORDRE : .....



**UNIVERSITE DE DSCHANG**

Faculté d'Agronomie et  
des Sciences Agricoles



**ORGANISATION DE L'UNITE AFRICAINE**

Centre Africain de Recherche  
et de Formation Phytosanitaire

**ETUDE DES RELATIONS ENTRE LES PRINCIPALES  
ESPECES DE *MELOIDOGYNE* GOELDI DU SENEGAL  
ET TROIS ESPECES D'*ACACIA* MILLER (DEUX  
AFRICAINES ET UNE AUSTRALIENNE)**

**THESE**

**PRESENTEE POUR L'OBTENTION DU GRADE DE  
DOCTEUR DE 3<sup>ème</sup> CYCLE  
EN PROTECTION DES VEGETAUX**

**Spécialité : Zoologie Agricole  
(Option : Nématologie)**

**Par**

**TABULA Teyi - Kalula**

Soutenu le 08 Novembre 1995

Devant le Jury suivant :

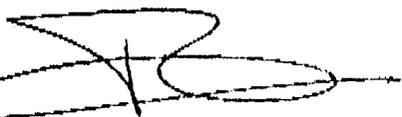
**Pr. FOKO Jacob : Président  
Dr. CADET Patrice : Rapporteur  
Pr. MOUNPORT Danamou : Examineur  
Dr. NJIFUTIE Njikan : Examineur  
Dr. SAKWE Pierre : Examineur**

## CERTIFICATION D'ORIGINALITE DU TRAVAIL

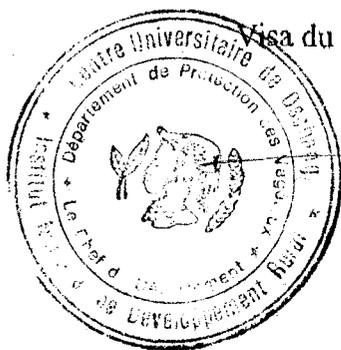
Je soussigné, TABULA Teyi-Kalula atteste que la présente thèse est le fruit de mes travaux effectués au Laboratoire de Nématologie à l'ORSTOM-DAKAR sous la direction du Dr. Patrice CADET.

Cette thèse est authentique et n'a pas été antérieurement présentée pour l'acquisition de quelque grade universitaire que ce soit.

Visa du Directeur



Patrice CADET



Visa du Chef de Département

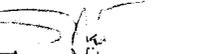


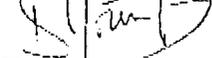
Jacob FOKO

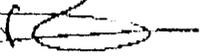
## CERTIFICATION DES CORRECTIONS APRES SOUTENANCE

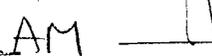
La présente thèse a été revue et corrigée conformément aux observations du jury.

Visa des membres du jury

J. FOKO 

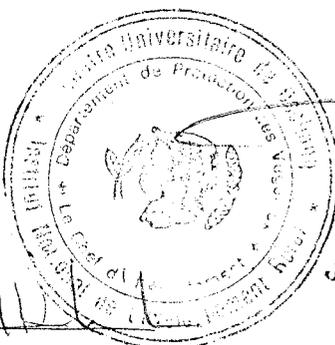
D. MOUNPORT 

P. CADET 

NJIFUTIE NJIKAM 

P. N. SAKWE 

Visa du Chef de Département



Jacob FOKO

**DEDICACE**

## A MA DEFUNTE MERE

AVANT - PROPOS

Si ce travail a vu le jour, nous le devons d'abord à l'Organisation de L'Unité Africaine (OUA) qui a envisagé à financer la formation des spécialistes africains dans le domaine que couvre la protection des végétaux, puis à Monsieur Tongomo LOMA, Professeur à l'Université Nationale du Zaïre (UNAZA) qui a proposé ma candidature à cette formation, et enfin à Monsieur Georges REVERSAT, Directeur de Recherche à l'Institut Français de Recherche Scientifique pour le Développement en Coopération (ORSTOM), initiateur de cette thèse. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

Monsieur Jacob FOKO, Professeur à l'Université de Dschang, Directeur du Centre Africain de Recherche et de Formation Phytosanitaire (CARFOP) qui malgré ses multiples occupations, a effectué le déplacement à Dakar afin de toucher du doigt la réalisation du travail dont il en avait fait l'une de ses préoccupations. Je tiens à le remercier sincèrement.

J'exprime également mes sincères remerciements à Monsieur Philippe MATHIEU, Représentant du Centre ORSTOM de Dakar, d'avoir bien voulu m'accueillir avec bienveillance, et à Madame Anne TRAORE, responsable du logement qui m'a attribué une chambre au centre ORSTOM de Hann.

Les travaux ayant conduit à la mise au point de ce mémoire ont été réalisés au laboratoire de l'ORSTOM à Dakar sous la direction de Monsieur Patrice CADET, qui nous a proposé ce thème. Sa disponibilité et ses aptitudes intellectuelles m'ont été d'un grand réconfort. Qu'il soit, à tous ces titres, profondément remercié.

Mes remerciements vont également à :

- Monsieur Robin DUPONNOIS, chercheur à l'ORSTOM-Dakar, qui m'a encadré avec brio. Sans ses conseils, la réalisation de ce travail n'eût été possible.

- Monsieur Thierry MATEILLE, chercheur au laboratoire de nématologie de l'ORSTOM-Dakar, ses remarques ont apporté à ce travail bien des améliorations.

- Madame Cécile VILLENAVE, également chercheur au laboratoire de nématologie de l'ORSTOM-Dakar, dont la chaleur maternelle a constitué une force de cohésion entre les membres du laboratoire. - Monsieur Danamou MOUNPORT, Maître de Conférence à l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar, qui a accepté de participer à ce jury, et tous les professeurs qui ont eu à assurer notre formation intellectuelle et à faire de nous ce que nous sommes aujourd'hui.

Mes remerciements s'adressent aussi à tous les techniciens du laboratoire de nématologie pour leur disponibilité, particulièrement à Monsieur Baidy NDIAYE, pour sa louable contribution dans la réalisation des coupes histologiques, à Monsieur Jacques CHAUDRON qui n'a ménagé aucun effort pour m'apporter son soutien logistique chaque fois que le besoin s'est fait sentir.

Je ne saurais oublier Monsieur J. H. DIEME et Monsieur Rigobert MOLAMBO qui par leur soutien matériel ou moral ont contribué à rendre la période de mon stage moins contraignante.

Enfin, je tiens à remercier les collègues stagiaires avec qui j'ai partagé joies et peines, et tous ceux qui, de près ou de loin, par leurs conseils, leurs suggestions et leurs encouragements, m'ont permis de mener à bien ma tâche. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

## SOMMAIRE

### INTRODUCTION

|   |    |
|---|----|
| <b>Première Partie</b>  | 3  |
| <b>Revue bibliographique</b>  | 3  |
| 1.1. Généralités sur les <i>Acacia</i>                                | 4  |
| 1.1.1. Position systématique  | 4  |
| 1.1.2. Utilisations des <i>Acacia</i>                                 | 4  |
| 1.1.3. Caractéristiques des espèces d' <i>Acacia</i> étudiées         | 5  |
| 1.1.3.1. <i>Acacia albida</i>   | 5  |
| 1.1.3.1.1. Origine  | 5  |
| 1.1.3.1.2. Distribution   | 5  |
| 1.1.3.1.3. Biotopes   | 6  |
| 1.1.3.1.4. Caractères remarquables                                    | 8  |
| 1.1.3.2. <i>Acacia seyal</i> Del.                                     | 8  |
| 1.1.3.2.1. Origine et distribution                                    | 8  |
| 1.1.3.2.2. Biotopes   | 8  |
| 1.1.3.2.3. Caractères remarquables                                    | 9  |
| 1.1.3.3. <i>Acacia holosericea</i> A. Cunn. ex G. Don                 | 12 |
| 1.1.3.3.1. Origine et distribution                                    | 12 |
| 1.1.3.3.2. Caractères remarquables                                    | 12 |
| 1.1.4. Problèmes phytosanitaires des <i>Acacia</i>                    | 12 |
| 1.1.4.1. Plantes parasites  | 12 |
| 1.1.4.2. Insectes   | 12 |
| 1.1.4.3. Autres parasites   | 12 |
| 1.1.5. Les microorganismes symbiotiques d' <i>Acacia</i>              | 13 |
| 1.1.5.1. Les mycorhizes   | 13 |
| 1.1.5.1.1. Définition   | 13 |
| 1.1.5.1.2. Les endomycorhizes   | 15 |
| 1.1.5.1.3. Les ectomycorhizes   | 15 |
| 1.1.5.2. Les bactéries fixatrices d'azote                             | 16 |
| 1.2. Les nématodes  | 17 |
| 1.2.1. Définition   | 17 |
| 1.2.2. Caractéristiques générales des nématodes parasites des plantes | 18 |
| 1.2.3. Importance des nématodes phytoparasites                        | 20 |
| 1.2.4. Le genre <i>Meloidogyne</i>                                    | 20 |
| 1.2.4.1. Position systématique  | 21 |
| 1.2.4.2. Cycle de développement de <i>Meloidogyne</i>                 | 21 |

|   |           |
|---|-----------|
| 1.2.4.3. La pénétration   | 21        |
| 1.2.4.4. Le développement   | 21        |
| 1.2.4.5. Sexualité et reproduction  | 22        |
| <b>Deuxième Partie</b>  | <b>24</b> |
| <b>Matériel et méthodes</b>   | <b>24</b> |
| 2.1. Matériel végétal   | 25        |
| 2.1.1. <i>Acacia</i>  | 25        |
| 2.1.2. Préparation et inoculation du champignon endomycorhizien   | 25        |
| 2.1.2.1. Principe de coloration du champignon endomycorhizien   | 25        |
| 2.1.2.2. Observation et quantification  | 27        |
| 2.1.3. Préparation des bactéries fixatrices d'azote   | 27        |
| 2.2. Matériel animal  | 27        |
| 2.2.1. Extraction des nématodes du sol  | 28        |
| 2.2.2. Extraction des nématodes des racines   | 30        |
| 2.2.3. Méthode par broyage  | 30        |
| 2.2.4. Comptage et estimation du nombre de nématodes  | 31        |
| 2.2.5. Préparation de l'inoculum et inoculation   | 33        |
| 2.3. Evaluation de la pénétration et du développement de <i>Meloidogyne</i><br>dans les racines   | 33        |
| 2.3.1. Etude de la pénétration  | 33        |
| 2.3.2. Etude du développement   | 34        |
| 2.4. Etude histopathologique des racines d' <i>Acacia</i> infestées<br>par <i>Meloidogyne mayaguensis</i>   | 34        |
| 2.4.1. Fixation   | 34        |
| 2.4.2. Déshydratation   | 34        |
| 2.4.3. Inclusion et montage   | 35        |
| 2.4.4. Coupes et colorations  | 35        |
| 2.4.5. Montage des lames  | 35        |
| 2.5. Etude de l'agressivité sur la Tomate de <i>M. mayaguensis</i> issus des <i>Acacia</i> .  | 36        |
| 2.6. Répartition de l'infestation   | 38        |
| 2.7. Les microorganismes symbiotiques d' <i>Acacia</i> et<br>contrôle de <i>Meloidogyne</i>   | 39        |
| 2.7.1. Influence d'un champignon endomycorhizien ( <i>Glomus fasciculatus</i> )<br>contre <i>Meloidogyne javanica</i> sur <i>Acacia seyal</i> .             | 39        |
| 2.7.1.1. Protocole et dispositif expérimental   | 39        |
| 2.7.2. Etude en champ de l'influence d'un champignon endomycorhizien<br>( <i>Glomus fasciculatus</i> ) sur le développement d' <i>Acacia holosericea</i> et |           |

|  |           |
|--|-----------|
| des populations de <i>Meloidogyne</i> spp.   | 39        |
| 2.7.2.1. Pépinière   | 39        |
| 2.7.2.2. Plantation de l'essai   | 40        |
| <b>Troisième Partie</b>  | <b>41</b> |
| <b>Résultats et discussions</b>  | <b>41</b> |
| 3.1. Comportement de <i>Meloidogyne</i> spp. sur les différents espèces d' <i>Acacia</i>                                 | 42        |
| 3.1.1. Etude de la pénétration et du développement de <i>Meloidogyne</i><br>dans les racines d' <i>Acacia</i> .          | 42        |
| 3.1.2. Facteur de reproduction des différentes espèces de<br><i>Meloidogyne</i> sur les racines d' <i>A. holosericea</i> | 47        |
| 3.1.3. Indice de galle   | 47        |
| 3.1.4. Cycle de quatre espèces de <i>Meloidogyne</i> sur <i>A. holosericea</i>   | 49        |
| 3.1.5. Etude de l'agressivité sur la Tomate de<br><i>M. mayaguensis</i> issus des <i>Acacia</i> .                        | 52        |
| 3.1.5.1. Comparaison des degrés d'agressivité de<br><i>M. mayaguensis</i> sur les 3 espèces d' <i>Acacia</i>             | 52        |
| 3.1.5.2. Comparaison par espèces végétales   | 54        |
| 3.1.5.2.1. <i>Acacia. albida</i>   | 54        |
| 3.1.5.2.2. <i>Acacia seyal</i>   | 55        |
| 3.1.5.2.3. <i>Acacia holosericea</i>   | 55        |
| 3.1.5.2.4. Tomate  | 55        |
| 3.1.6. Répartition de l'infestation  | 57        |
| 3.2. Comportement de la plante   | 58        |
| 3.2.1. Croissance en hauteur   | 58        |
| 3.2.2. Evolution du taux de mortalité selon l'âge de la plante   | 61        |
| 3.2.3. Bilan sur les paramètres végétatifs   | 63        |
| 3.2.3.1. Biomasses racinaires  | 63        |
| 3.2.3.2. Biomasses des parties aériennes   | 63        |
| 3.2.4. Nodulation  | 65        |
| 3.2.5. Etude histopathologique des racines d' <i>Acacia</i> infestées par<br><i>Meloidogyne mayaguensis</i> .            | 66        |
| 3.2.5.1. Anatomie des racines indemnes de nématodes  | 66        |
| 3.2.5.2. Histopathologie des racines d' <i>Acacia</i><br>infestées par <i>Meloidogyne mayaguensis</i>                    | 67        |
| 3.3. Microorganismes symbiotiques d' <i>Acacia</i> et contrôle de<br><i>Meloidogyne</i> sp.                              | 73        |
| 3.3.1. Influence d'un champignon endomycorhizien ( <i>Glomus fasciculatus</i> )  |           |

|  |            |
|--|------------|
| contre <i>Meloidogyne javanica</i> sur <i>Acacia seyal</i> .   | 73         |
| 3.3.1.1.. Croissance des plantes   | 73         |
| 3.3.1.2. Développement des nématodes   | 75         |
| 3.3.3.2. Etude en champ de l'influence d'un champignon<br>endomycorhzien ( <i>Glomus fasciculatus</i> ) sur le développement<br>d' <i>Acacia holosericea</i> et des populations de <i>Meloidogyne</i> spp. | 81         |
| 3.3.2.1. Résultats agronomiques  | 81         |
| 3.3.2.2. Résultats nématologiques  | 81         |
| <b>SYNTHESE GENERALE</b>   | <b>85</b>  |
| <b>CONCLUSION GENERALE</b>   | <b>88</b>  |
| <b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>   | <b>90</b>  |
| <b>ANNEXES</b>   | <b>101</b> |

## LISTE DES FIGURES

|  |    |
|--|----|
| Figure 1. Plante âgée d' <i>Acacia albida</i>  | 6  |
| Figure 2. Aire naturelle de répartition d' <i>Acacia albida</i>  | 7  |
| Figure 3. Plantation d' <i>A. seyal</i>  | 10 |
| Figure 4. Aire naturelle de répartition d' <i>Acacia seyal</i>   | 11 |
| Figure 5. Plante âgée d' <i>Acacia holosericea</i>   | 13 |
| Figure 6. <i>Meloidogyne</i> sp. : Morphologie du juvénile de second stade   | 19 |
| Figure 7. Cycle de développement du nématode à galles, <i>Meloidogyne</i> sp.  | 23 |
| Figure 8. Extraction des nématodes du sol par élutriation :  | 29 |
| Figure 9. Extraction des nématodes par la méthode de l'asperseur à brouillard  | 31 |
| Figure 10. Extraction des nématodes par la méthode de broyage .  | 32 |
| Figure 11. Représentation schématique du protocole expérimental  | 37 |
| Figure 12. Distribution des racines des 3 espèces d' <i>Acacia</i><br>dans les différents tamis pour l'extraction de<br><i>Meloidogyne mayaguensis</i> | 38 |
| Figure 13. Hyphes externes et spores du champignon endomycorhzien<br>sur une racine d' <i>A. holosericea</i>   | 39 |
| Figure 14. Juvéniles de <i>M. mayaguensis</i> dans la racine d' <i>Acacia holosericea</i>  | 43 |
| Figure 15. Juvénile de <i>M. mayi</i> au troisième stade de développement dans<br>la racine d' <i>A. holosericea</i>                                   | 43 |
| Figure 16. Développement du Juvénile de <i>M. mayaguensis</i><br>dans la racine d' <i>A. holosericea</i>   | 44 |

|   |    |
|---|----|
| Figure 17. Taux de pénétration et de développement en adultes des juvéniles de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> sur 3 espèces d' <i>Acacia</i> aux différents stades phénologiques.                                 | 45 |
| Figure 18 Distribution théorique des éclosions des oeufs de 4 espèces de <i>Meloidogyne</i>   | 51 |
| Figure. 19. Répartition de l'infestation par <i>M. mayaguensis</i> sur les racines des 3 espèces d' <i>Acacia</i>   | 57 |
| Figure 20. Croissance relative des plants des 3 espèces d' <i>Acacia</i> infestés par <i>M. mayaguensis</i> aux différents stades phénologiques exprimée en pourcentage par rapport à la hauteur finale du témoin | 60 |
| Figure 21. Evolution de la mortalité des plants des 3 espèces d' <i>Acacia</i> infestés par <i>M. mayaguensis</i> .   | 62 |
| Figure 22. Disposition radiale des principaux types de tissus d'une racine primaire de Dicotylédones  | 66 |
| Figure 23 Schémas des coupes transversales des racines des 3 espèces d' <i>Acacia</i> étudiés.  | 69 |
| Figure 24. Portion d'une coupe transversale d'une racine d' <i>A. albida</i> montrant les cellules brunes   | 70 |
| Figure 25. Portion d'une coupe transversale d'une racine d' <i>A. holosericea</i> infestée de nématodes   | 70 |
| Figure 26. Portion d'une coupe transversale d'une racine d' <i>A. seyal</i> infestée de nématodes   | 71 |
| Figure 27. Portion d'une coupe transversale d'une racine d' <i>A. albida</i> infestée de nématodes  | 71 |
| Figure 28. Effet du champignon endomycorhizien, <i>Glomus fasciculatus</i> , avec ou sans <i>Meloidogyne javanica</i> sur la croissance en hauteur d' <i>Acacia seyal</i> après 12 semaines de culture.           | 74 |
| Figure 29. Evolution de l'éclosion des oeufs dans les plants d' <i>Acacia seyal</i> mycorhizés inoculés avec différentes concentrations de juvéniles de <i>M. javanica</i> .                                      | 78 |
| Figure 30. Distribution des juvéniles dans les systèmes racinaires des plants   |    |

|  |    |
|--|----|
| d' <i>Acacia seyal</i> mycorhizés entre les racines avec spores mycorhiziennes et celles sans spores mycorhiziennes. | 99 |
|--|----|

## LISTE DES TABLEAUX

|  |    |
|--|----|
| Tableau I. Liste des insectes ravageurs des <i>Acacia</i>  | 14 |
| Tableau II. Caractéristiques physico-chimiques du sol de Bel Air et de Thyssé Kaymor   | 26 |
| Tableau III. Moyennes mensuelles des températures maxima et minima, des hygrométries maxima et minima, des pluviométries pour la période octobre 1993-décembre 1994 de la station météorologique de Dakar-Yoff (Sénégal)   | 26 |
| Tableau IV. Reproduction de <i>Meloidogyne</i> sur <i>A. holosericea</i> inoculé au stade phyllodes  | 48 |
| Tableau V. Taux de reproduction de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> inoculé sur les 3 espèces d' <i>Acacia</i> aux différents stades phénologiques   | 49 |
| Tableau VI. Indice de galle des 3 espèces d' <i>Acacia</i> inoculées par <i>Meloidogyne mayaguensis</i> aux différents stades phénologiques  | 49 |
| Tableau VII. Cycle de 4 espèces de <i>Meloidogyne</i> sur <i>A. holosericea</i> en culture hors sol  | 50 |
| Tableau VIII. Comparaison entre espèces végétales des biomasses moyennes des parties aériennes des plants de tomate cultivés sur le sol dans lequel se sont développées les 3 espèces d' <i>Acacia</i> infestées par <i>M. mayaguensis</i> et sur le sol où s'est développée la tomate dans les mêmes conditions | 53 |
| Tableau IX. Comparaison par espèces végétales des biomasses moyennes des parties aériennes des plants de tomate cultivés sur le sol dans lequel se sont développées les 3 espèces d' <i>Acacia</i> infestées par <i>M. mayaguensis</i> et sur le sol où s'est développée la tomate dans les mêmes conditions     | 54 |
| Tableau X. Biomasses racinaires (en g) des plants des 3 espèces d' <i>Acacia</i> inoculées par <i>M. mayaguensis</i> aux différents stades phénologiques   | 63 |
| Tableau XI. Biomasses des parties aériennes (en g) des 3 espèces d' <i>Acacia</i> inoculées par <i>M. mayaguensis</i> aux différents stades phénologiques  | 64 |

|   |    |
|---|----|
| Tableau XII. Nodulation des 3 espèces d' <i>Acacia</i> inoculées par <i>M. mayaguensis</i> aux différents stades phénologiques                            | 65 |
| Tableau XIII. Effet de <i>Glomus fasciculatus</i> . et <i>Meloidogyne javanica</i> sur la croissance d' <i>Acacia seyal</i> après 12 semaines de culture  | 75 |
| Tableau XIV. Effet de <i>Glomus fasciculatus</i> sur le développement de <i>Meloidogyne javanica</i> sur <i>Acacia seyal</i> après 12 semaines de culture | 76 |
| Tableau XV. Effet de <i>Glomus fasciculatus</i> . et <i>Meloidogyne</i> spp. sur la croissance d' <i>Acacia holosericea</i> après 6 mois de plantation    | 82 |
| Tableau XVI. Effet de <i>Glomus fasciculatus</i> sur le développement de <i>Meloidogyne</i> spp. sur <i>A. holosericea</i> après 12 semaines de culture.  | 82 |
| Tableau XVII. Comportements de <i>M. mayaguensis</i> sur les 3 espèces d' <i>Acacia</i> et réactions de la plante à l'attaque du nématode                 | 85 |

### LISTE DES ANNEXES

|   |     |
|---|-----|
| Annexe 1. Composition du milieu YM.   | 102 |
| Annexe 2. Solution lactophénol  | 102 |
| Annexe 3. Solution lactophénol fuchsine acide   | 102 |
| Annexe 4. Formaldéhyde acide acétique (FAA)   | 102 |
| Annexe 5. Nombre moyen de juvéniles de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> pénétrés et développés en mâles ou femelles adultes dans les racines des 3 espèces d' <i>Acacia</i> | 103 |
| Annexe 6. Echelle des indices de galle  | 104 |
| Annexe 7. Liste des plantes citées dans ce travail  | 105 |
| Annexe 8. Liste des nématodes cités dans ce travail   | 106 |

## RESUME

Le genre *Acacia* MILLER appartient à la famille des leguminosae JUSS. Il regroupe des espèces arborescentes, arbustives ou suffrutescentes pantropicales. Celles adaptées à la zone sahélienne africaine comme *A. seyal* et *A. albida* ont les principales qualités suivantes :

- une grande adaptation aux conditions climatiques arides et une croissance assez rapide ;
- une bonne aptitude à la symbiose avec des microorganismes fixateurs de l'azote atmosphérique (*Rhizobium* sp.)

Quant à *A. holosericea*, c'est une espèce des zones humides, subhumides et sèches du nord de l'Australie dont la principale qualité est sa large euryécie climatique et pédo-climatique.

Dans l'optique de la promotion du reboisement des zones dégradées en vue de la restauration de la fertilité du sol pour un retour à l'agriculture, la relation *Meloidogyne* - *Acacia* était étudiée.

Lorsque les trois espèces d'*Acacia* : *A. albida*, *A. seyal* et *A. holosericea* étaient inoculés avec *Meloidogyne* (*M. arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita*, *M. mayaguensis*) à des stades phénologiques différents : semis, cotylédons, jeunes feuilles et au stade phyllodes pour *A. holosericea* uniquement, leur croissance était plus ou moins perturbée :

- pour *A. albida*, la pénétration était très faible voire nulle. Le plant se développe et nodule bien malgré la présence des nématodes. Cette espèce peut être considérée comme résistante.

- pour *A. seyal* et *A. holosericea*, la pénétration des nématodes était très forte; ces espèces sont sensibles aux *Meloidogyne*. Cependant, un autre gradient de sensibilité apparaît, qui est fonction de l'âge de la plante au moment de l'inoculation des nématodes : plus la plante est âgée, moins elle souffre de la présence des nématodes. Du point de vue nématologique, *A. albida* est mieux indiqué pour le reboisement en zones arides, semi-arides et sèches, comme le Sénégal. Dans le cas d'*A. seyal* et *A. holosericea*, il est préférable de les inoculer avec un champignon endomycorhizien (*Glomus fasciculatus*), en pépinière, pour augmenter leur capacité à résister aux attaques des nématodes.

**Mots clés :** *Acacia albida*, *A. holosericea*, *A. seyal*, *Meloidogyne arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita*, *M. mayaguensis*, *Glomus fasciculatus*, *Rhizobium* sp., résistant, sensible Sénégal, Australie.

## ABSTRACT

The genus *Acacia* MULLER belong to the family Leguminosae JUSS. It contains pantropical arborescent shrubs, bushes and trees. *Acacia albida* and *A. seyal* are adapted to the sahelian zone. Their principal qualities are :

- adaptability to dry climates and rapid growth,
- a tendency to combine with the symbiotic atmospheric nitrogen-fixing microorganisms (*Rhizobium* sp.).

*Acacia holosericea* grows in humid, subhumid and dry regions of north Australia. Its principal quality is a large ecological, climatic and pedo-climatic range.

In an effort to promote reforestation in degraded zones and therefore improve soil fertility for crops, the relation *Meloidogyne*-*Acacia* was studied.

When the three species of *Acacia* : *A. albida*, *A. seyal* and *A. holosericea* were inoculated with some *Meloidogyne* (*M. arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita*, *M. mayaguensis*). at different stages of plant growth : seedlings, cotyledons, leaves and phyllodes (for *A. holosericea* only), their growth was more or less disturbed :

- for *A. albida*, penetration was poor or almost non-existent. Plant growth and nodulation were good in spite of the presence of root nematodes. This species can be considered as resistant.

- for *A. seyal* and *A. holosericea*, nematode penetration was very easy; these species are susceptible to *Meloidogyne* attack. The level of susceptibility, however, depends on the age of plants and timing of inoculation. They become less susceptible when they grow older.

The results of this study indicate that *A. albida* will be good for agroforestry programs in arid and semi-arid zones, such as Senegal. In the case of *A. seyal* and *A. holosericea*, it is necessary to inoculate them with endomycorrhizal fungus (*Glomus fasciculatus*) so as to increase their capacity to resist *Meloidogyne* attack.

**Key words :** *Acacia albida*, *A. holosericea*, *A. seyal*, *Meloidogyne arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita*, *M. mayaguensis*, *Glomus fasciculatus*, *Rhizobium* sp., resistant, susceptible, Senegal, Australia.

# INTRODUCTION

Depuis de nombreuses années, le couvert végétal de la zone sahélienne s'est dégradé progressivement. Ce phénomène se traduit par la régression de certaines espèces végétales comme celles du genre *Acacia* (Montagne, 1988). L'exploitation excessive du bois par les charbonniers, le surpâturage qui empêche la régénération naturelle des forêts et les modifications climatiques, en particulier la baisse de la pluviométrie et corrélativement de la nappe phréatique sont notamment à l'origine de ce processus (Bailly et Doat, 1985). Des pays comme la Somalie et le Kenya en Afrique de l'Est, le Zimbabwe en Afrique australe ou le Sénégal en Afrique de l'Ouest ont entrepris de vastes programmes de reboisement. Pour ce faire, ces pays utilisent plusieurs essences forestières, notamment des *Acacia* africains et australiens (Giffard 1974; Cossalter, 1987 et Gwaze, 1989). Ces espèces de plantes possèdent de nombreuses qualités : elles sont adaptées à des conditions climatiques très difficiles, particulièrement les climats chauds et secs. Leur système racinaire profond favorise leur survie en saison sèche et permet de restaurer la circulation de l'eau dans des sols très dégradés (Luc et al., 1990).

Au plan agronomique, ces légumineuses contribuent à améliorer la fertilité du sol grâce à leur aptitude à fixer l'azote atmosphérique et à le métaboliser en protéines végétales, propriété qui leur permet de coloniser des zones où les conditions pédo-climatiques sont défavorables à la croissance de la plupart des autres végétaux.

Au Nigéria, de bons résultats ont été obtenus avec des Leguminosae comme *Centrosema pubescens* en des conditions humides et *Stylosanthes gracilis* en des conditions plus sèches (McIlroy, 1962). Au Zimbabwe, des résultats similaires ont été obtenus en associant la Gramineae appelée "Rhodes grass" à des légumineuses telles que *Stylosanthes*, *Stizolobium* et *Cajanus cajan* (Smith, 1962).

Dans les plantations de thé, de caoutchouc, de café, etc., des régions tropicales humides, l'utilisation de plantes de couverture est un facteur important pour la prévention de l'érosion et de la lixiviation des substances nutritives. Dans ce cas, ce sont des légumineuses à croissance rapide, pouvant se développer dans des conditions de faibles luminosité, qui sont utilisées. L'effet favorable des légumineuses a été mis en évidence par comparaison avec la couverture végétale naturelle du terrain. Par exemple, dans les plantations d'hévéa, la présence de légumineuses permet une meilleure croissance des arbres et leur production est plus précoce (Watson, 1963).

Cependant, comme les plantes cultivées, ces essences sont attaquées par des parasites et ceux qui attaquent le système racinaire, comme les nématodes, sont susceptibles de réduire cette capacité d'adaptation à des milieux pauvres en eau et / ou en ions hydrosolubles nutritifs. Dans ce travail, nous nous proposons d'étudier le développement biologique de 4 espèces de *Meloidogyne* sur des racines de trois espèces d'*Acacia* et les conséquences sur la croissance de leur pieds et l'effet des nématodes phytoparasites sur la nodulation d'*Acacia* spp. de manière à développer des méthodes de protection appropriées. Dans cet esprit, nous avons étudié la possibilité d'utiliser les mycorhizes pour protéger durablement les plantations d'*Acacia* contre les attaques de ces parasites.

PREMIERE PARTIE

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

## 1.1. Généralités sur les *Acacia*

La tribu des Acacieae regroupe environ 1 200 espèces d'arbres et arbustes pantropicaux. Quelques 130 espèces ont été recensées en Afrique et au Moyen-Orient (Brenan, 1983). Ces plantes d'origine africaine ou australienne appartiennent à la super famille des leguminosae, à la famille des Mimosaceae. Une des espèces, *Acacia albida* Del. (cf. annexe 7) ou *Faidherbia albida* a été consacrée "arbre de l'année" par la FAO en 1981 (Joly, 1991).

### 1.1.1. Position systématique

Plusieurs classifications ont été proposées. Mais actuellement, aucun document de synthèse n'existe sur ce sujet. Vassal (1972), propose une classification du genre *Acacia* en trois sous genres, *Heterophyllum*, *Aculeiferum* et *Acacia*. Sur cette base, Pedley (1981) apporte de nouvelles précisions concernant les sections qui composent ces différents sous-genres. La dernière classification, proposée par Pedley (1986), divise la tribu des Acacieae en trois genres qui reprennent les trois sous-genres précédemment décrits. Le premier genre: *Racasperma*, équivalent au sous-genre *Heterophyllum*, est composé d'environ 850 espèces qui se répartissent en 4 sections. Le deuxième genre: *Senegalia* (équivalent du sous-genre *Aculeiferum*), est composé d'environ 850 espèces qui se répartissent en 2 sections. Le troisième genre : *Acacia* (l'équivalent du sous-genre *Acacia*), est composé d'environ 200 espèces. A ces 3 genres s'ajoute le genre *Faidherbia* constitué uniquement de *F. albida*. Cette dernière espèce a souvent été considérée à part du fait de sa phénologie et de son liber stratifié, mais aussi parce qu'elle est très proche des Ingeae, groupe voisin des Acacieae (Vassal, 1981).

### 1.1.2. Utilisations des *Acacia*

En plus de la rapidité de leur croissance, leur aptitude à fixer l'azote atmosphérique, les *Acacia* sont adaptés aux sols pauvres et aux conditions arides. De ce fait, certains sont utilisés en agroforesterie. Les formes arborescentes (*A. senegal*, *A. laeta*...) produisent de la gomme arabique exploitée dans certaines régions. Les *Acacia* peuvent servir de haies vives et de brise-vents autour des cultures. Enfin, ils produisent de grandes quantités de bois qui servent de combustible et peuvent être transformés en charbon de bois. De plus les feuilles, les gousses et les pousses fraîches constituent un aliment pour le bétail en saison sèche.

L'écorce d'*A. albida* est utilisée par certaines ethnies pour la fabrication des huttes (Palmer et Pitman, 1972), des ruches, ou encore pour le rembourrage des selles.

La cendre du bois entre dans la fabrication de savon et a une action dépilatoire. Les gousses peuvent servir d'appât pour la pêche (Wickens, 1980). Les branches fourchues servent à la construction des habitations et les branches ordinaires à la réalisation des clôtures sèches. Les fruits et écorces fournissent de la peinture rouge (tanins). La combustion du bois émet une fumée qui éloigne les

insectes. Enfin, les fruits et les écorces et les racines d'*A. albida* sont largement utilisées en pharmacopée (Lepage, 1980).

Au Zimbabwe et pour certaines ethnies de Zambie, comme les Gwende, les Tonga et les Bissa, les graines d'*A. albida* sont consommées en cas de famine (Palmer et Pitman, 1972 ; Mugasha et Shoo, 1980). De même, en Australie, les graines de plusieurs espèces d'*Acacia* servent d'aliment traditionnel aux peuples aborigènes (Brand et Cherikoof, 1985).

### **1.1.3. Caractéristiques des espèces d'*Acacia* étudiées**

Dans ce travail, nous nous sommes limité à deux espèces africaines : *Acacia albida* et *A. seyal* et à une espèce australienne : *A. holosericea*.

#### **1.1.3.1. *Acacia albida***

*Faidherbia albida* (Del.) A. Chev. ou *Acacia albida* Del. a la particularité de perdre ses feuilles au début de la saison des pluies et d'être feuillé en saison sèche. Cette essence présente des intérêts ethnobotaniques si importants qu'elle est souvent utilisée dans divers programmes de l'environnement et développement rural.

#### **1.1.3.1 Origine**

L'origine d'*Acacia albida* est mal connue. Chevalier (1934) estime que cette espèce est originaire du Sahara avant son dessèchement et qu'elle aurait été domestiquée dans l'actuel domaine phytogéographique soudanien. Aubreville (1937) conteste cette opinion et considère que cet arbre est spontané en Afrique orientale et australe. En Afrique de l'Ouest son extension résulte de son utilisation dans l'élevage et dans l'agriculture, ce qui explique sa présence essentiellement sur des terrains qui ont été ou sont cultivés. Enfin, cette espèce se rencontre occasionnellement dans ce qu'on appelle les bois sacrés (Guinko, 1985) dans le secteur soudano-sahélien.

#### **1.1.3.1.2 Distribution**

*Acacia albida* (Fig. 1) est largement distribué dans les régions sèches et arides de l'Afrique et au Moyen Orient (Fig. 2). L'espèce s'étend à l'Ouest à travers le Tchad, le Niger, la partie du nord du Nigéria, le Mali et le Sénégal. Au Nord, on la rencontre en Ethiopie, en Egypte, au Yemen, au Liban, en Jordanie et en Israël (Karschon, 1961). Au Sud, au Kenya, en Ouganda, en Tanzanie, au Malawi, au Mozambique, au Zimbabwe, en Afrique du Sud, au Botswana, en Namibie et en Angola (Ross, 1966 ; Wickens, 1969 ; Palgave, 1981).

### 1.1.3.1.3. Biotopes

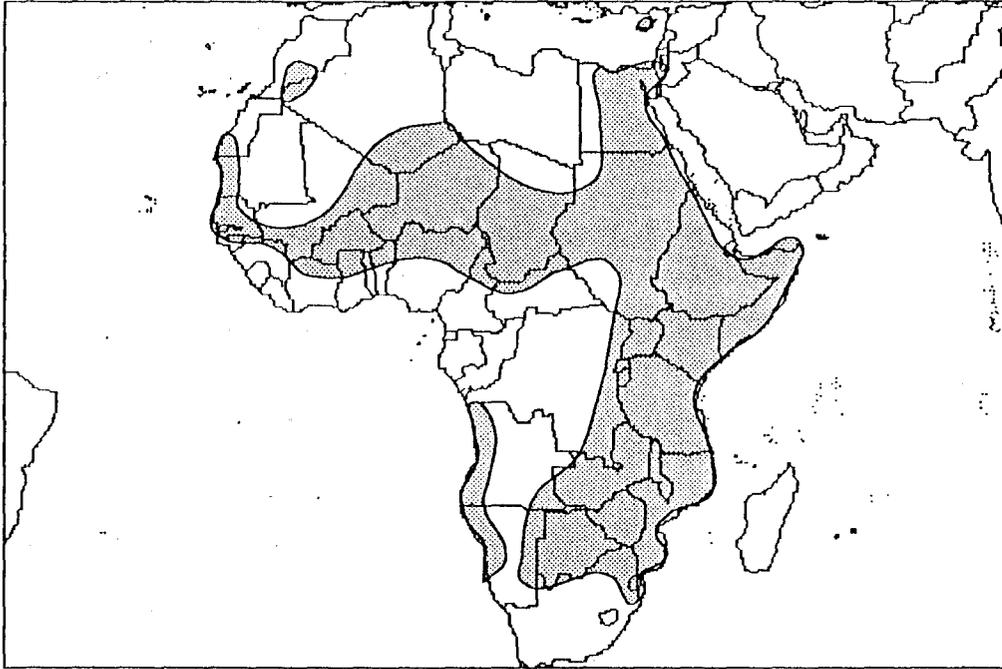
*Acacia albida* pousse avec des pluviométries moyennes annuelles allant de 300 à plus de 1 800 mm. Il supporte des sécheresses longues (pluriannuelles) et des inondations de quelques semaines.

Au Proche-Orient, il tolère des températures moyennes mensuelles hivernales de 6°C et des gels nocturnes de quelques nuits. En Afrique, cet arbre pousse à des températures diurnes maximales dépassant 40°C.

Bien que ce soit essentiellement un arbre des plaines alluviales et des forêts ripicoles, il se rencontre à moins 270 m, près de la Mer Morte, et à des altitudes de 2 700 m au Soudan.



Figure 1. Plante âgée d' *Acacia albida* (Photo Tabula T.K.)



 Zone de répartition d'*Acacia albida*.

Figure 2. Aire naturelle de répartition d'*Acacia albida*. (D'après Wickens, 1969)

Peu exigeant quant à la structure et la richesse du sol, il réclame cependant une nappe phréatique assez haute, qu'il doit atteindre avec sa racine pivotante avant de commencer sa croissance en hauteur. Lorsque le pivot a atteint la nappe, l'arbre est plus ou moins indépendant des précipitations, de l'eau superficielle et de la fertilité des horizons supérieurs du sol. Il ne concurrence donc pas les plantes cultivées, protégées et autres.

#### **1.1.3.1.4. Caractères remarquables**

- Grand arbre (15 à 25 m) à cime en parasol, dont le tronc peut atteindre 1 m de diamètre.
- Ecorce vert gris ou rouge rouille poudreux, pouvant se soulever en plaque sur de vieux sujets.
- Epines droites et fortes, par paires à la base des feuilles.
- Feuilles vert bleuté, bipennées, alternes, avec 3 à 12 paires de folioles ayant 6 à 23 paires de foliolules.
- Les inflorescences en épis axillaires denses de 7 à 10 cm de long apparaissant deux mois environ après le début de la feuillaison.
- Fruits en fortes gousses orange vif de 10 à 15 cm de long et de 2 à 3 cm de large, enroulées en spirale. Elles n'éclatent pas à maturité, et contiennent 10 à 20 graines brillantes brun foncé, avec une petite verrue.

#### **1.1.3.2. *Acacia seyal* Del.**

##### **1.3.2.1. Origine et distribution**

Originnaire d'Afrique semi-aride, *A. seyal* (Fig. 3) se rencontre non seulement dans toute la zone sahélienne, mais il pénètre dans la zone soudanaise assez loin au Sud et dans la zone guinéenne des forêts ouvertes. Il est commun en Mauritanie, dans tout le Sénégal, au Cap vert, au Niger, au Nord du Nigéria et du Cameroun (Chevalier, 1947). Ce même auteur ajoute qu'il se rencontre également en Afrique orientale, et australe (Fig. 4).

##### **1.1.3.2.2. Biotopes**

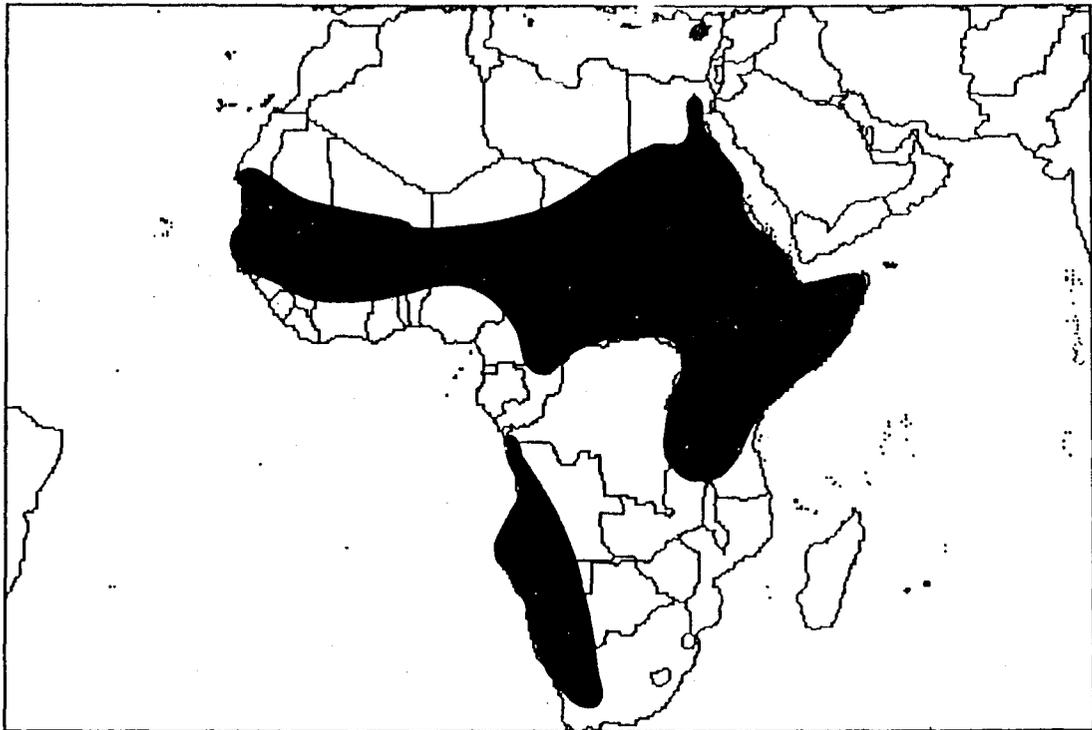
Il préfère des sols argileux, limoneux, gravillonnaires pierreux ou ferrugineux, modérément salés, c'est-à-dire de préférence près des marigots et dans les bas-fonds. Très résistant, il tolère des inondations temporaires et des pluviométries moyennes annuelles comprises entre 250 mm et 1 000 mm environ.

### **1.1.3.2.3. Caractères remarquables**

- Arbuste ramifié à la base, pouvant atteindre 5 à 8 m de hauteur, branchu, à cime en parasol.
- Ecorce vert gris ou rouge rouille poudreux, pouvant se soulever en plaque sur de vieux sujets.
- Epines par paires, élancées, droites, gris clair.
- Feuilles vert foncé.
- Inflorescences en boules jaune vif, très odorantes.
- Fruits en gousses brunes à maturité, recourbées, étroites, longues de 10 à 15 cm et larges de 1 cm environ, contenant 6 à 10 graines.



**Figure 3. Plantation d'*A. seyal* ( Photo Tabula T.K.)**



 Zone de répartition d'*Acacia seyal*.

Figure 4. Aire naturelle de répartition d'*Acacia seyal*. (Anonyme, 1987).

### **1.1.3.3. *Acacia holosericea* A. Cunn. ex G. Don**

#### **1.1.3.3.1. Origine et distribution**

Espèce d'origine australienne, largement répandue dans les régions tropicales humides, sub-humides et sèches (800-1500 mm) du nord de l'Australie. Ces espèces se rencontrent occasionnellement dans des zones semi arides (Rayan et Bell, 1989).

#### **1.1.3.3.2. Caractères remarquables**

La présence des phyllodes est l'une des caractéristiques de la reconnaissance de cette espèce (Fig. 5). Ces phyllodes, une fois constituées sont minces, asymétriques, mesurant 10 à 19 cm de long et 2 à 5,5 cm de large, avec 2 à 3 nervures longitudinales. Les phyllodes contiennent plusieurs nervures secondaires.

### **1.1.4. Problèmes phytosanitaires des *Acacia***

Comme tous les végétaux, les *Acacia* sont attaqués par de nombreux parasites et ravageurs.

#### **1.1.4.1. Plantes parasites**

L'épiphyte *Ficus thoningii*, qui tue son hôte par strangulation, est très rarement observé. A l'inverse, *Tapinanthus dodoneifolius* (famille des Loranthaceae), est beaucoup plus fréquente. Elle peut être responsable d'un affaiblissement des arbres.

#### **1.1.4.2. Insectes**

Les taxons des insectes susceptibles d'attaquer les *Acacia* sont reportés dans le tableau I d'après M. Brunck (Anonyme, 1988).

#### **1.1.4.3. Autres parasites**

Pour les parasites microscopiques, comme les champignons, les bactéries et les virus, les connaissances sont fragmentaires. En revanche, il existe quelques publications concernant les nématodes.

Les travaux sur les nématodes parasites des légumineuses révèlent que *Acacia*, *Leucaena*, *Sesbania* et *Cajanus cajan* constituent de bons hôtes pour les nématodes du genre *Meloidogyne* (Martin, 1961 ; Stirling, 1976 ; Hased et al., 1981 ; Prot, 1986 ; Saka, 1991).

A notre connaissance, aucune étude nématologique synthétique n'a été entreprise sur les *Acacia* en Afrique de l'Ouest.



**Figure 5.** Plante âgée d' *Acacia holosericea* (Photo Tabula T. K.)

## **1.1.5. Les microorganismes symbiotiques d'*Acacia***

### **1.1.5.1. Les mycorhizes**

#### **1.1.5.1.1. Définition**

Une mycorhize peut se définir comme un organe complexe résultant de l'association intime d'une racine et d'un champignon qui réalisent ensemble une symbiose vraie, mutualiste, appelée

**Tableau I. Liste des insectes ravageurs des *Acacia* d'après Brunk (Anonyme, 1988).**

| Classification<br>(Famille/genre/espèce)        | Organe<br>attaqué |
|---|-------------------|
| <b>Orthoptères :</b>                            |                   |
| <i>Kraussaria angulifera</i> Krauss             | jeunes plants     |
| <i>Tylotropidius gracilipes</i> Brancksik       |                   |
| <i>Anacridium melanorhodon</i> Walker           | feuilles+rameaux  |
| <i>Anacridium werherellum</i> Karny             | feuilles          |
| <b>Lepidoptères :</b>                           |                   |
| Noctuidae <i>Crypsotidia conifera</i> Hampson   | feuilles          |
| <i>Crypsotidia mesonema</i>                     | feuilles          |
| <i>Crypsotidia wollastoni</i>                   | feuilles          |
| <i>Pandesma anysa</i> Guené                     |                   |
| Psychidae <i>Cryptothelea junodi</i> Heylaerts  | feuilles          |
| Cossidae ( <i>Salagena transvena</i> Walker ?)  | tronc             |
| Lycaenidae <i>Chilodes eleusis</i> Dem.         | feuilles          |
| <b>Coléoptères :</b>                            |                   |
| Curculionidae <i>Ischotrachelus spinicollis</i> | jeunes feuilles   |
| Cerambycidae <i>Sophronica calceata</i>         | graines           |
| <i>Enaretta castelnaudi</i>                     | graines           |
| Platypodidae <i>Doliopygus terabrans</i>        | tronc             |
| Scarabaeidae <i>Schizonycha</i> sp.             |                   |
| Bruchidae <i>Caryedon</i> sp.                   | graines           |
| Espèces diverses                                | graines           |
| <b>Hémiptères homoptères :</b>                  |                   |
| Lecaniidae <i>Ceraplates</i> sp.                | jeunes pousses    |
| Diaspididae <i>Lepidosaphes</i> sp.             | jeunes pousses    |
| Coccidae <i>Gascardia mimosae</i>               | jeunes pousses    |
| Membracidae (non déterminé)                     | jeunes pousses    |
| Psyllidae (non déterminé)                       | jeunes pousses    |
| <b>Hémiptères hétéroptères :</b>                |                   |
| Coreidae <i>Anoplocnemis curvipes</i> Fabricius | jeunes pousses    |
| Pentatomidae <i>Piezodorus</i> sp.              |                   |

eusymbiose (Dommergues et Mangenot, 1970). Cette association symbiotique se rencontre dans des sites très contrastés allant du pôle Nord à l'équateur et au pôle Sud (Gerdemann, 1968; Mosse, 1973).

Des critères morphologiques permettent de distinguer deux principaux types de mycorhizes : les endomycorhizes et les ectomycorhizes.

#### 1.1.5.1.2. Les endomycorhizes

Elles se rencontrent sur 90% des plantes vasculaires et se caractérisent, au niveau microscopique par :

- l'absence de poils absorbants sur la racine infectée,
- la présence d'hyphes lâches,
- la présence occasionnelle de plaques opaques sur les racines claires,
- d'éventuelles déformations en forme de collier de perles.

L'observation au microscope des racines endomycorhizées montre que les hyphes peuvent pénétrer les cellules corticales, mais sans atteindre le cylindre central. On peut différencier deux types principaux d'endomycorhizes :

- \* les plus répandues, les endomycorhizes à vésicules et arbuscules (MVA). Le champignon (généralement un phycomycète) développe dans la racine des organes de réserve (les vésicules) et des organes absorbants (les arbuscules),
- \* les endomycorhizes à pelotons : se rencontrent chez les Eriacées et Orchidées.

#### 1.1.5.1.3. Les ectomycorhizes

Elles n'affectent que 5 % des plantes vasculaires et sont présentes uniquement chez les essences forestières de la zone tempérée ainsi que chez des espèces comme *Afzelia africana*, *Afzelia bella* ; *Anisptera laevis* ; *Uapaca togoensis* ; *Quercus spicata* ; *Campananesia coerulea* (Mikola, 1973 et 1980; Redhead, 1982) ; *Acacia holosericea*, *Acacia mangium*.

Au contraire, la proportion d'arbres autochtones à ectomycorhizes actuellement connue est faible dans les forêts tropicales naturelles. Les inventaires forestiers indiquent de manière générale peu d'espèces à ectomycorhizes et une prédominance en endomycorhizes en zones tropicales. Janse (1896) indique que sur 75 espèces examinées, 69 incluant toutes les dicotylédones ligneuses sont pourvues de M.V.A. Au Nigéria, Redhead (1968) signale que sur 51 espèces végétales 3 seulement sont à ectomycorhizes. Rambelli (1971) puis Riess et Rambelli (1980) observent également la faible fréquence des espèces à ectomycorhizes. En Tanzanie, Högberg et Nylund (1981) puis Högberg (1982) notent que sur 47 espèces indigènes recensées 40 sont à M.V.A., 1 à ectendomycorhize et 6 à ectomycorhize. Au Cameroun, Newbery *et al.*, (1988) indiquent que sur 55 espèces végétales examinées, 32 sont à V.A.M. et 23 à ectomycorhizes. Au Sénégal, Thoen et Ba (1989), montrent que

sur une centaine d'essences forestières (exotiques ou indigènes) examinées, 2 espèces indigènes sont à ectomycorhizes.

L'introduction des pins tropicaux en Afrique intertropicale a été un échec jusqu'à ce que l'on se rende compte de la nécessité d'apporter simultanément le symbiote fongique d'abord accidentellement, puis sous forme d'humus des plantations précédentes ou de spores avant d'utiliser des cultures des champignons sélectionnés (Ba, 1990 ; Vozzo et Hacksaylo, 1971 ; Mikola, 1973 ; Delwaulle *et al.*, 1982). De nombreux résultats ont montré l'effet bénéfique de la mycorhization contrôlée en pépinière ou dans les plantations de pins (Delwaulle *et al.*, 1982. D'après Garbaye *et al.*, 1988, pour optimiser l'efficacité de la symbiose dans des écosystèmes à niveau de fertilité très faible, le choix des souches fongiques à la fois efficaces et capables de se maintenir après la transplantation sur le terrain reste primordiale, surtout lors de l'introduction d'une souche d'un continent à un autre. Nous savons que, lorsqu'ils sont introduits en dehors de leur aire géographique, les *Eucalyptus* ou *Casuarina* sont associés à des Gastéromycètes : *Pisolithus tinctorius* et *Scleroderma verrucosum*, (Singh et Khumar, 1966 ; Thapar *et al.*, 1967). Dans certains cas les souches fongiques introduites, en dépit du gain de productivité apporté à la plante hôte en pépinière, ne se maintiennent pas sur le terrain car elles sont supplantées par des souches locales (Garbaye *et al.*, 1988). Le choix des souches fongiques, adaptées à l'essence et au climat, est important lors de l'introduction d'une essence forestière. Les ectomycorhizes colonisent les racines courtes ou racines nourricières des arbres. Bien que l'observation de telles racines mycorhizées montre des formes très variées, on peut cependant citer certains points communs :

- la présence d'un manteau fongique engainant la racine,
- le réseau de Hartig constitué par la pénétration intercellulaire des hyphes.

#### 1.1.5.2. Les bactéries fixatrices d'azote

Il existe dans le sol des bactéries capables de réduire l'azote moléculaire de l'air en ammoniac directement assimilable par les plantes. Nous distinguons généralement deux groupes de bactéries fixatrices d'azote en fonction de leurs relations avec les plantes. Le premier groupe renferme les fixateurs libres comme : *Anabaena cylindrica*, *Azomonas agilis*, *Azotobacter beijerinckii*, *Azotobacter vinelandii*, *Beijerinckia indica*, *Klebsiella pneumoniae* etc, capables de fixer l'azote sans être associés aux végétaux. Le deuxième groupe rassemble des espèces ne pouvant fixer l'azote qu'en symbiose avec une plante supérieure appartenant principalement à la famille des Leguminosae et quelques non-légumineuses (comme *Parasponia*, *Alnus*, *Casuarina*).

La nodulation des espèces de légumineuses induite par des rhizobiums est un phénomène fréquent. Près de 57 % des genres connus ont été étudiés pour la nodulation. Parmi celles-ci, 97 % des Fabaceae et 90 % des Mimosoïdeae forment des nodules. Par contre, seulement 23 % des

espèces de Caesalpinoïdeae étudiées forment des nodules et appartiennent toutes au genre *Chamaecrista* (De Faria *et al.*, 1989).

Dans des conditions favorables, cette association peut réussir à fixer de 100 à 200 kg d'azote par hectare et par an (Allen et Allen, 1958 ; Alexander, 1961, Nutman, 1963 ; Vincent, 1965 ; Graham et Halliday, 1977). Pour Dommergues *et al.*, (1985), la quantité d'azote fixé par l'association symbiotique *Frankia-Casuarina equisetifolia* est comprise entre 50 et 200 Kg /ha /an.

Les bactéries fixatrices d'azote symbiotiques des légumineuses que nous appelons rhizobiums, sont des bactéries Gram-négatives appartenant à la famille des Rhizobiaceae (Jordan, 1987). Leur classification d'abord basée sur les groupes d'inoculation croisée (Fred *et al.*, 1932), a subi beaucoup de changements ces dernières années. Actuellement les rhizobiums sont répartis en quatre genres : *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azorhizobium* et *Sinorhizobium*. Cette classification évoluera probablement à l'avenir du fait que seulement 20 % des 19000 espèces de légumineuses ont fait l'objet d'isolements bactériens à ce jour.

Des études sur le terrain ont permis de mettre en évidence la nodulation des *Acacia* adultes en milieu naturel et la présence de populations de rhizobiums en profondeur (Dupuy et Dreyfus, 1992). Des auteurs comme Dreyfus et Dommergues (1981), puis Dupuy *et al.*, (1994) ont montré que les *Acacia* sahéliens s'associaient soit avec *Bradyrhizobium* (*A. albida* Del.) soit avec *Rhizobium* (*A. senegal* (L.) Willd, *A. raddiana* (Savi.) ou indifféremment avec l'un ou l'autre (*A. seyal* Del.).

## 1.2. Les nématodes

### 1.2.1. Définition

Les nématodes (cf. annexe 8), anciennement connus sous le nom d'Anguillules, sont de petits vers ronds, généralement filiformes (Fig. 6).

Leur organisation interne est simple. Elle comprend :

- un fourreau épidermo-musculaire délimitant une cavité générale,
- un tube digestif composé d'un appareil buccal, d'un oesophage et d'un intestin se terminant par un anus,
- un appareil reproducteur
- un système nerveux
- un appareil excréteur simple.

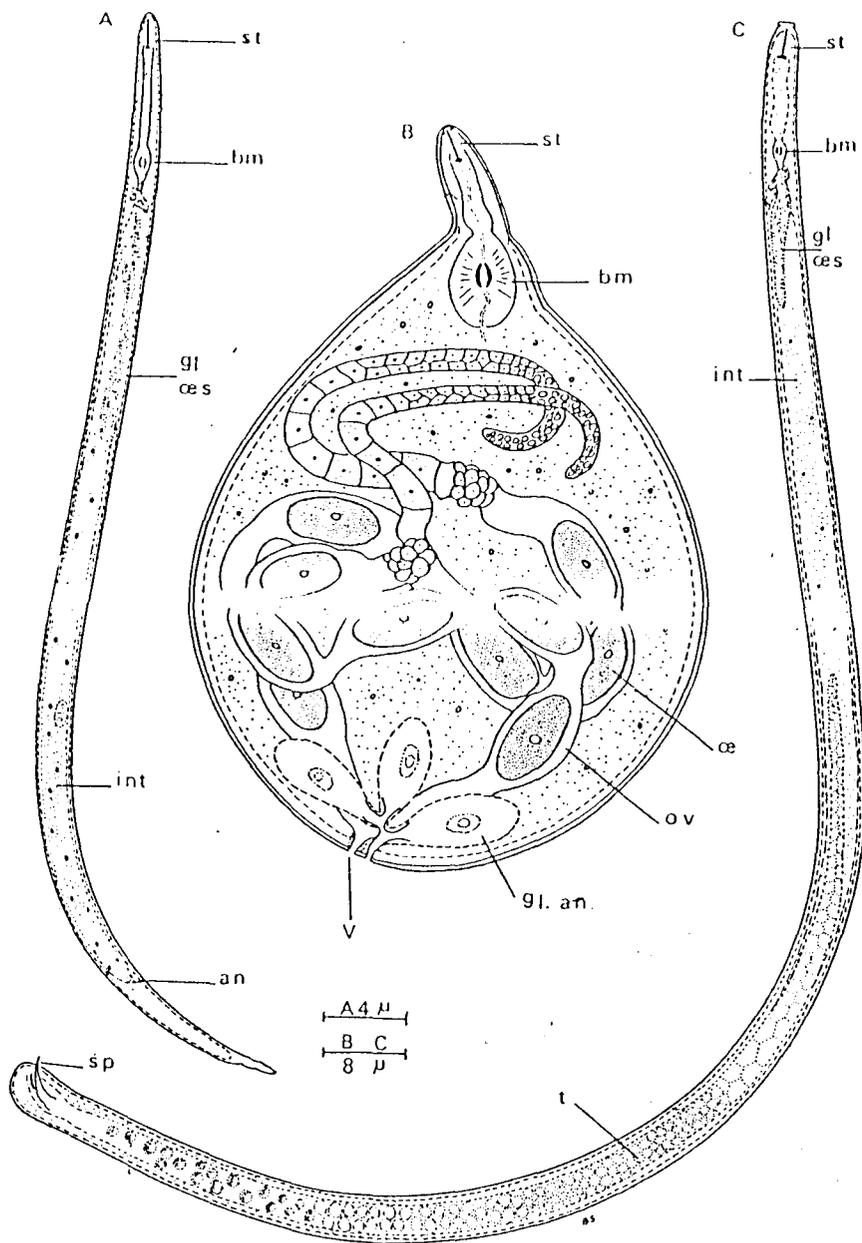
Ces animaux colonisent presque tous les milieux: eaux douces, eaux salines, et sols, pourvu qu'ils trouvent l'humidité et des sources organiques suffisantes (Wallace, 1973). Ils ont une biologie extrêmement variée. De nombreuses espèces sont libres; d'autres sont parasites de vertébrés et d'invertébrés, d'autres sont phytoparasites, de taille microscopique généralement inférieure au millimètre (Anonyme, 1990).

### 1.2.2. Caractéristiques générales des nématodes parasites des plantes

Les nématodes parasites des plantes sont translucides, le plus souvent de forme cylindrique, allongée en fuseau. Chez les genres *Heterodera* et *Meloidogyne*, la femelle adulte est plus ou moins sphérique. Leur taille varie de 0,5 à 5 mm de long et 20 à 100  $\mu\text{m}$  de large (Wallace, 1973). Leur bouche possède un stylet sclérotisé qui sert à piquer les cellules des racines sur lesquelles ils se nourrissent.

Les nématodes parasites des plantes se rencontrent surtout dans le sol, où ils attaquent les racines des plantes. Les genres *Aphelenchoides*, *Ditylenchus* et *Anguina* renferment des espèces parasites des tiges, des feuilles et des fleurs.

Les nématodes peuvent être classés selon leur biologie (Wasilewska, 1971). Certaines espèces sont ectoparasites (*Xiphinema*, *Tylenchorhynchus*...). Elles se nourrissent à partir des cellules corticales des racines. D'autres sont endoparasites (*Meloidogyne*, *Pratylenchus*...); elles passent une grande partie de leur cycle dans les tissus végétaux. Chez les endoparasites, tels *Pratylenchus*, *Radopholus* et *Hirschmanniella*, les juvéniles et les adultes se déplacent librement à l'intérieur des tissus végétaux.



**Figure 6. *Meloidogyne* sp. : Morphologie du juvénile de second stade (A), de la femelle adulte (B) et du mâle adulte (C).**

an : anus; bm : bulbe médian de l'oesophage; int : intestin; œ : oeuf; ov. : ovaire; sp. : spicules ; st : stylet; t. : testicules; v. : vulve.

(In : de Guiran et Netscher, 1970)

Les espèces dont les femelles sont sphériques deviennent immobiles à l'intérieur des tissus végétaux.

La distinction entre les ecto et les endoparasites n'est pas rigoureuse. Certains genres comme *Tylenchulus*, *Hoplolaimus*, *Scutellonema*... sont des semi-endoparasites. On observe la moitié de leur corps introduite dans les tissus des racines des plantes. Parfois, seule la partie antérieure du corps pénètre (Wallace, 1963).

Le cycle de développement des nématodes parasites des plantes comprend l'oeuf, quatre stades larvaires et l'adulte. (Zuckerman *et al.*, 1971).

### 1.2.3. Importance des nématodes phytoparasites

L'incidence économique des nématodes est généralement sous-estimée. Les prélèvements qu'ils effectuent au niveau des racines provoquent une perturbation dans l'alimentation de la plante, préjudiciable à son développement. De plus, les lésions dont ils sont responsables constituent des portes d'entrée pour de nombreux champignons et bactéries phytopathogènes (Taylor, 1979; Bridge *et al.*, 1991; Khan et Hosseini-Nejad, 1991).

Scitterly et Fassuliotis (1965) affirment qu'en 1964, des attaques très graves de *Meloidogyne incognita* ont causé des pertes estimées à 685000 CFA par an aux cultures de pommes de terre dans certaines régions de Caroline du Sud. En Californie, des traitements nématicides ont permis d'augmenter de 50% les rendements de coton cultivé en terrain infesté par *Meloidogyne* spp. (Raski et Allen, 1952).

Une enquête a été menée par l'IMP (International *Meloidogyne* Project) et le CNRP (Crop Nematode Research and Control Project) dans certains pays développés et dans 70 pays en voie de développement où un système de lutte efficace existe sur des cultures de rente à savoir le bananier, le citronnier, le cotonnier, les plantes ornementales, l'ananas, l'arachide, la betterave à sucre, le tabac etc... Pour ces cultures, Sasser et Freckman (1987) affirment que les agriculteurs dépensent plus de 225 millions de dollars chaque année pour les nématicides. Toutefois, la valeur ajoutée s'avère nettement supérieure au coût des produits chimiques. En Afrique de l'Ouest, les pertes sont estimées à 25% pour l'ensemble des cultures maraîchères, vivrières et industrielles (Sasser, 1979).

### 1.2.4. Le genre *Meloidogyne*

Ce genre compte environ 75 espèces qui sont ubiquistes et polyphages (Jepson, 1978). Les quatre principales espèces tropicales sont présentes en nombre élevé au Sénégal. Il s'agit de *M. javanica*, *M. incognita* et *M. arenaria* (Netscher, 1970) et *Meloidogyne mayaguensis* dont la présence a été signalée au Sénégal par Diop (1994).

En zone tropicale sèche, ces nématodes constituent l'un des principaux facteurs limitant la rentabilité et le développement des cultures maraîchères.

#### 1.2.4.1. Position systématique

Bien que la systématique de *Meloidogyne* soit très imparfaite, Siddiqi (1986) classe les *Meloidogyne* comme suit :

- Ordre : Tylenchida (Thorne, 1949)
- Sous-ordre : Tylenchina (Chitwood, 1950)
- Super famille : Hoplolaimoidea (Filipjev, 1934)
- Famille : Meloidognidae (Wout, 1973)
- Genre: *Meloidogyne* (Goeldi, 1892).

D'après la révision faite par Fortuner (1987), la classification de *Meloidogyne* devient :

- Ordre : Tylenchida (Thorne, 1949)
- Sous-ordre : Tylenchina (Thorne, 1949)
- Super famille : Tylenchoidea (Orley, 1880)
- Famille: Heteroderidae (Filipjev et Schuurmans Stekhoven, 1941)
- Sous famille: Meloidogyninae (Skarbilovich, 1959)

#### 1.2.4.2. Cycle de développement de *Meloidogyne*

Le genre *Meloidogyne* renferme des nématodes endoparasites sédentaires. Le cycle de vie comprend quatre stades larvaires et un stade adulte séparés par quatre mues (fig. 7).

#### 1.2.4.3. La pénétration

Après éclosion, les juvéniles de second stade se déplacent librement dans le sol. Ils sont attirés par les exsudats racinaires des plantes hôtes (Bird, 1959; Wallace, 1960; Luc, 1962; Prot, 1975; Hussey, 1985). Lorsqu'ils atteignent la racine, ils pénètrent dans les tissus en détruisant les cellules avec leur stylet. Les juvéniles se déplacent intra et intercellulairement puis se fixent sur le cylindre central (Prot, 1984).

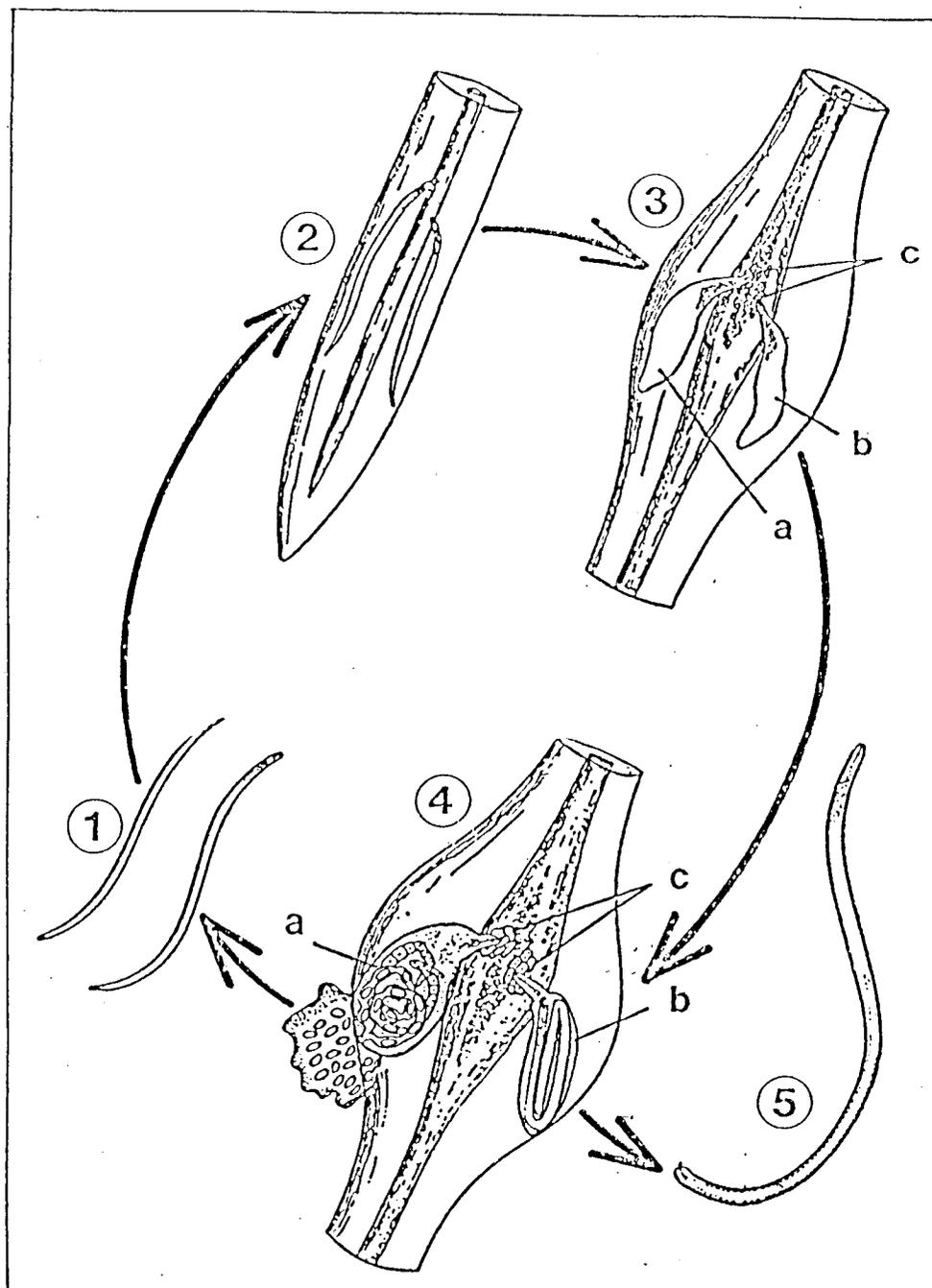
Les sécrétions de substances salivaires induisent la formation des cellules géantes sur lesquelles ils se nourrissent et provoquent ainsi l'hypertrophie des cellules. Ces déformations aboutissent à la formation des galles caractéristiques (Dropkin, 1969).

#### 1.2.4.4. Le développement

Les juvéniles subissent trois mues successives et se transforment en adultes mâles ou femelles. Les mâles restent vermiformes et mobiles. Ils sortent des racines et vivent librement dans le sol. Les femelles grossissent et deviennent sphériques (Netscher, 1970).

#### 1.2.4.5. Sexualité et reproduction

La ponte commence 3 à 4 semaines après la pénétration. Une femelle adulte pond des oeufs réunis par une masse gélatineuse, l'ensemble s'appelle "une masse d'oeufs". Plusieurs auteurs ont démontré que les nématodes du genre *Meloidogyne* se reproduisent par parthénogénèse (Dropkin, 1953). Les conditions défavorables pour la plante (température, nutrition et densité d'infestation) induisent une augmentation du taux de développement en mâles (Davide et Triantaphyllou, 1967 a,b).



**Figure 7. Cycle de développement du nématode à galle,  
*Meloidogyne* sp. (D'après de Guiran et Netscher, 1970)**

- (1) : Juvéniles libres dans le sol
- (2) : Juvéniles ayant pénétré dans une racine de la plante-hôte
- (3) : Galle en formation : - a et b, juvéniles renflés  
- c, cellules nourricières
- (4) : Galle formée : a, femelle adulte avec masse d'oeufs  
b, mâle; c, cellules nourricières
- (5) : Mâle libre dans le sol

**DEUXIEME PARTIE**

**MATERIEL ET METHODES**

## **2.1. Matériel végétal**

### **2.1.1. *Acacia***

Les graines des différentes espèces d' *Acacia* ont été fournies par la Direction des Recherches sur la Production Forestière (DRPF) de l'Institut Sénégalais de Recherches Agricoles (ISRA). Pour lever la dormance et homogénéiser la germination des graines, elles ont été trempées dans de l'acide sulfurique concentré (96 %) : 60 minutes pour *A. holosericea*, 30 minutes pour *A. albida* et *A. seyal*. Les graines sont ensuite rincées à l'eau afin d'éliminer l'acide puis mises à tremper pendant 24 heures dans l'eau distillée.

Les graines sont directement semées à raison de deux graines par pot dans de la terre stérilisée par deux passages à l'autoclave à 120°C pendant 3 heures. Les caractéristiques du sol de Bel-Air ou de Thyssé Kaymor et du climat de Dakar sont décrites dans les tableaux II et III. Les pots sont soit des tubes de chlorure de polyvinyle (PVC) de 17 cm de hauteur sur 4,5 cm de diamètre intérieur, obturés à la base par une toile métallique à maille de 100 micromètres; soit des gaines en plastiques (dimension à plat 35 cm x 9 cm), ou des pots de 3 litres. Ils sont placés dans une serre à la température ambiante. Les plantules ont été ensuite démariées, de façon à ne conserver qu'un seul plant par pot. L'arrosage est effectué tous les deux jours avec 10 ml d'eau par tubes et 100 ml par pot.

### **2.1.2. Préparation et inoculation du champignon endomycorhizien**

Le champignon endomycorhizien (*Glomus fasciculatus*) a été multiplié sur sorgho ( racines) pendant environ deux mois. Dix jours après semis d'*A. seyal* et d'*A. holosericea*, des morceaux de racines fraîches endomycorhызées (environ 1 g) ont été enfouis au contact de la racine d'un jeune plant dans chaque gaine (Gianinazzi-Pearson, 1976).

#### **2.1.2.1. Principe de coloration du champignon endomycorhizien d'après Kormanick et Mc Graw (1982).**

- laver parfaitement les racines afin d'éliminer toute trace de terre.
- éclaircir (décolorer) l'échantillon par une solution de KOH à 10 %, au bain-marie à environ 90°C, pendant un temps variable selon la grosseur et surtout la lignification des racines (de 15 minutes à 1 heure). Il ne faut pas dépasser le temps nécessaire à une décoloration complète, au risque de trop ramollir les racines.

**Tableau II. Caractéristiques physico-chimiques du sol de Bel Air et de Thyssé Kaymor.**  
Provenance du sol

| Paramètres                  | Bel-Air | Thyssé Kaymor |
|-----------------------------|---------|---------------|
| pH H <sub>2</sub> O         | 7,23    | 6,49          |
| pH KCl                      | 6,02    | 5,21          |
| Argile (%)                  | 3,5     | 8,4           |
| Limon fin (%)               | 1,6     | 7,4           |
| Limon grossier (%)          | 1,3     | 25,4          |
| Sable fin (%)               | 61,8    | 36,6          |
| Sable grossier (%)          | 32,9    | 21,5          |
| Carbone total (%)           | 0,054   | 0,539         |
| Azote total (%)             | 0,015   | 0,058         |
| C/N                         | 3,6     | 9,8           |
| Phosphore total (ppm)       | 131     | 89            |
| Phosphore assimilable (ppm) | 30,7    | 8,8           |

**Tableau III. Moyennes mensuelles des températures maxima et minima, des hygrométries maxima et minima, des pluviométries pour la période octobre 1993-décembre 1994 de la station météorologique de Dakar-Yoff (Sénégal).**

| Mois      | Température maxima et minima en °C |     | Hygrométries en % |     | Pluviométrie moyenne en mm |
|-----------|------------------------------------|-----|-------------------|-----|----------------------------|
|           | min                                | max | min               | max |                            |
| octobre   | 25                                 | 31  | 65                | 87  | 9                          |
| novembre  | 21                                 | 26  | 55                | 88  | -                          |
| décembre  | 23                                 | 19  | 44                | 83  | -                          |
| janvier   | 17                                 | 25  | 44                | 82  | -                          |
| février   | 16                                 | 25  | 54                | 87  | -                          |
| mars      | 17                                 | 24  | 63                | 92  | -                          |
| avril     | 18                                 | 25  | 66                | 91  | -                          |
| mai       | 19                                 | 26  | 65                | 87  | -                          |
| juin      | 22                                 | 28  | 65                | 86  | 4                          |
| juillet   | 24                                 | 30  | 65                | 85  | 3                          |
| août      | 25                                 | 30  | 67                | 88  | 146                        |
| septembre | 25                                 | 30  | 68                | 90  | 89                         |
| octobre   | 25                                 | 31  | 65                | 87  | -                          |
| novembre  | 23                                 | 26  | 55                | 87  | -                          |
| décembre  | 21                                 | 23  | 53                | 85  | -                          |

- laver à l'eau froide du robinet, jusqu'à élimination complète de la coloration brune.
- tremper dans H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (10 ml) pendant 3-4 minutes.
- laver à HCL 2 % pendant 3-4 minutes.
- colorer le champignon en rouge en trempant les racines pendant 10-15 minutes, au bain-marie à 90°C, dans le mélange suivant (pour 1 litre) : Fuchsine acide, 0,2 g ; acide lactique, 875 ml; glycérol, 63 ml ; eau distillée, quelques 100 ml.
- laver à l'acide lactique pur pour éliminer l'excès de colorant.
- conserver et observer dans de l'acide lactique pur.

### 2.1.2.2. Observation et quantification

Pour l'observation des structures fongiques (points d'entrée, appressorium, mycélium, vésicules, arbuscules, etc.), des fragments de racine de 1 à 2 cm sont déposés entre lame et lamelle, en les écrasant légèrement, dans de l'acide lactique.

Pour la quantification de l'infection, l'échantillon est étalé dans une boîte de Petri à fond portant un quadrillage de 1 cm contenant de l'acide lactique. Sous la loupe binoculaire au fort grossissement et à la lumière transmise, compter le nombre d'intersections entre la grille et les racines, en comptant séparément les intersections où la racine est mycorhizée (Nm) et celles où elle ne l'est pas (Nnm). Le rapport  $Nm / Nm + Nnm$  constitue le taux de mycorhization (Kormanick et Mc Graw, 1982)

### 2.1.3. Préparation des bactéries fixatrices d'azote

Les souches ORS 1088 et ORS 1035 ont été fournies par le laboratoire de microbiologie de l'ORSTOM. Elles ont été multipliées sur milieu YM (Yeast Mannitol; cf. annexe 1) sous agitation par mouvement de va et vient pendant environ 8 jours (Vincent, 1970). Au moment du semis, 1 ml (environ 10<sup>8</sup> bactéries) de la suspension bactérienne a été injecté à proximité de chaque graine d'*Acacia*.

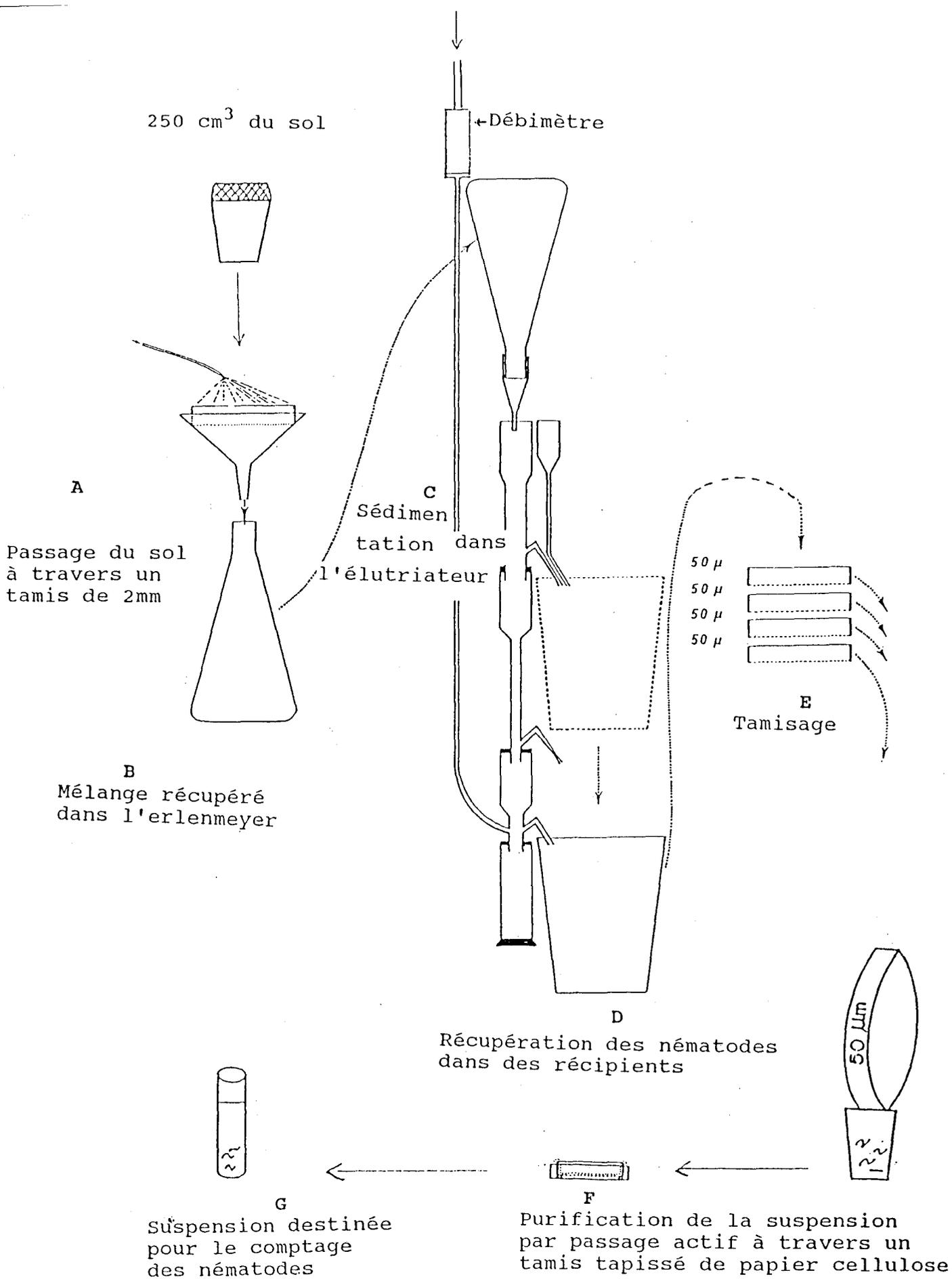
## 2.2. Matériel animal

Les nématodes (*M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. mayaguensis*) sont issus d'un élevage entretenu en serre sur la tomate sensible (*Lycopersicon esculentum*, cv. Roma) et sur sol de Bel Air stérilisé.

### 2.2.1. Extraction des nématodes du sol

Les nématodes sont extraits du sol (Fig. 8) par l'élutriateur de Seinhorst (Seinhorst, 1962). Le principe de cette méthode est basé sur la vitesse de sédimentation des composants du sol; elle-même liée à la taille de ces composants.

L'échantillon de sol de 250 cm<sup>3</sup> est lavé sur un tamis de 2 mm au moyen d'un jet d'eau en éventail (A). Les particules organiques et minérales de grande taille sont éliminées. La suspension qui traverse le tamis est récupérée dans un erlenmeyer (B). Celui-ci est retourné sur une colonne de verre de 5 cm de diamètre sur 1,5 m remplie d'eau, ouverte à l'extrémité supérieure et traversée par un courant d'eau ascendant de débit réglable (C). Au départ le débit est fixé à 80 ml/min pour ralentir la descente rapide des particules les plus lourdes (sable et limon).



**Figure 8. Extraction des nématodes du sol par élutriation : élu triateur de Seinhorst (Seinhorst, 1962).**

Puis il est amené à 60 ml/min environ pour éviter la remontée des particules plus fines (l'argile, les nématodes et les débris organiques les plus légers). L'eau s'écoule pendant 20 minutes par le trop-plein, et pendant 10 minutes sans erlenmeyer pour éliminer le sable et le limon. A la fin, on a une suspension d'environ 5 l dans le seau qui contient en particulier les nématodes. La suspension est concentrée sur 4 tamis de 50  $\mu\text{m}$  de diamètre chacun (E) qui arrêtent les nématodes et la matière organique. Les refus des 4 tamis sont récupérés dans 250 ml, puis versés sur un tamis tapissé de papier cellulose (F).

La matière organique et les nématodes sont retenus sur le papier cellulose. Mais grâce à leurs mouvements, les nématodes traversent le film et se retrouvent dans la boîte de Petri. La suspension est récupérée 48 heures après pour le dénombrement des nématodes (G).

### **2.2.2. Extraction des nématodes des racines (Asperseur)**

L'extraction des nématodes des racines est faite en utilisant la méthode de l'asperseur de Seinhorst (Seinhorst, 1950), dont le principe est basé sur la mobilité des nématodes (Fig. 9). Les racines de chaque échantillon sont lavées, découpées, puis placées sur un tamis à large maille (2 mm) placé dans une boîte munie d'un trop-plein. L'ensemble est disposé sous un brouillard d'eau de telle sorte que le débit dans la boîte placée sous le tamis ne dépasse pas 400 ml/heure pour ne pas entraîner les nématodes hors de la boîte (A). Le processus de décomposition des racines découpées contraint les nématodes à se déplacer puisqu'ils ne se nourrissent que sur des racines vivantes. A la surface des racines, ils sont entraînés par le ruissellement de l'eau qui tombe sur les racines, de même ceux qui éclosent. Pour éviter la mortalité des nématodes dans l'eau, ils sont récupérés tous les 8 jours et sont concentrés par la méthode du passage actif (B). Les nématodes sont récupérés dans un tube pour le comptage (C).

### **2.2.3. Méthode par broyage**

Les racines sont lavées puis découpées en petits morceaux d'environ 1 cm de longueur. Le broyage s'effectue au mixeur (Fig. 10) pendant 20 secondes, réparties en 2 phases de 10 secondes chacune séparée d'un temps de pause d'environ 5 secondes (Hooper, 1969). Le broyat de racines est versé sur un tamis de 315  $\mu\text{m}$ , placé sur des mailles suivantes : 160  $\mu\text{m}$ , 50  $\mu\text{m}$  et 40  $\mu\text{m}$ , puis rincé par un jet d'eau. Après rinçage, les contenus des trois tamis de 160  $\mu\text{m}$ , 50  $\mu\text{m}$  et 40  $\mu\text{m}$  sont collectés et les nématodes sont dénombrés.

## 2.2.4. Comptage et estimation du nombre de nématodes

Après ajustement à 50 ml, et homogénéisation de la suspension, les nématodes sont dénombrés dans une partie aliquote de 5 ml.

Le nombre de nématodes dans la suspension est estimé en multipliant le nombre total de nématodes comptés dans 5 ml par la dilution ( $50/5 = 10$ ) 50 sur 5. Puis ce nombre est rapporté par convention au  $\text{dm}^3$  de sol compte tenu du fait que l'on traite à l'élutriateur  $250 \text{ cm}^3$  de sol, et au gramme de racine (en général, poids sec).

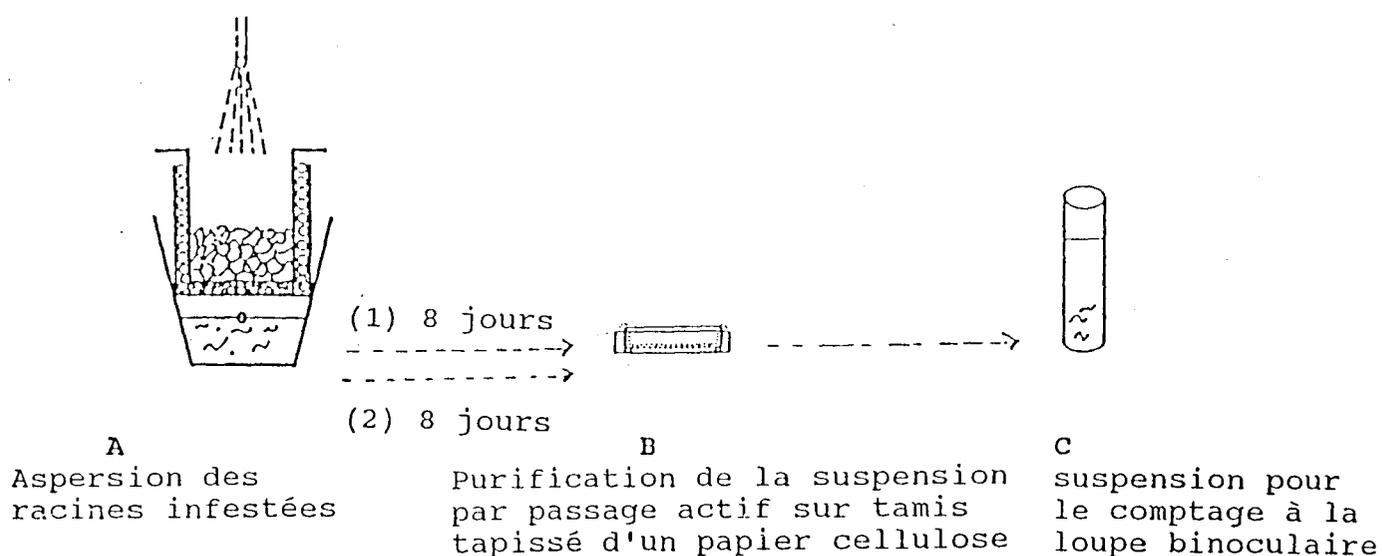


Figure 9. Extraction des nématodes par la méthode de l'asperseur à brouillard (Seinhorst, 1950).

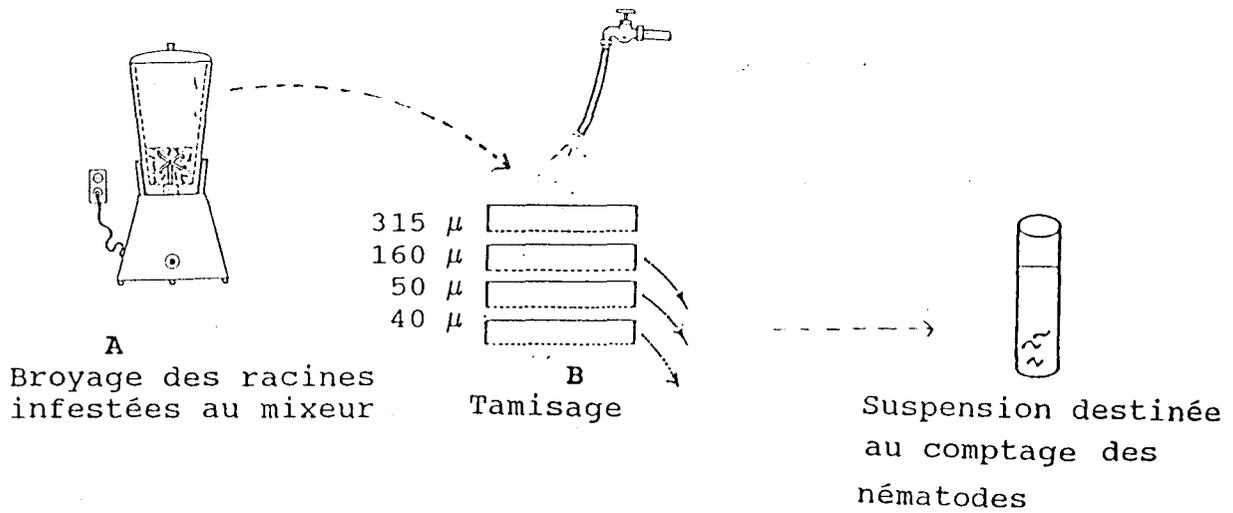


Figure 10. Extraction des nématodes par la méthode de broyage (Hooper, 1969).

Soit : A = nombre de nématodes dénombrés dans 5 cc  
 V1 = volume de la suspension (50 ml)  
 V2 = volume de la suspension aliquote (5 ml)  
 Y = Volume de sol traité à l'éluatrieur (250 cm<sup>3</sup>)  
 Y' = nombre de nématodes dans un dm<sup>3</sup> sol  
 Y'' = nombre de nématodes par gramme de racine  
 M = poids de racines (en gramme)

a) Nombre de nématodes/dm<sup>3</sup> de sol :  $Y' = \frac{A \cdot V1 \cdot 1\ 000}{V2 \cdot Y}$

b) Nombre de nématodes/g de racines :  $Y'' = \frac{A \cdot V1 \cdot 1}{V2 \cdot M}$

### 2.2.5. Préparation de l'inoculum et inoculation

Les racines de tomate sont placées à l'aspersion. Après 5 jours, les juvéniles de second stade sont collectés dans la suspension. Le volume est alors ajusté de manière à apporter le nombre de nématodes désiré dans un volume déterminé, fixé généralement à 2 ml.

Par exemple : si A est le nombre de nématodes dans l'éprouvette,

A/150 est le nombre de fractions contenant théoriquement 150 nématodes. Il suffit d'ajuster le volume d'eau dans l'éprouvette de telle sorte que chaque fraction soit égale à 2 ml. C'est-à-dire 2 ml x A/150.

La taille réelle de l'inoculum est calculée à partir de la moyenne de 20 comptages de 2 ml de suspension à laquelle l'on ajoute l'intervalle de confiance.

$\sigma$  = Ecart-type

N = Effectif

L'inoculation a été effectuée à l'aide d'une pipette de 2 ml, et a consisté à apporter un nombre déterminé de juvéniles de second stade par plant dans un trou creusé au moyen d'une baguette de verre.

### 2.3. Evaluation de la pénétration et du développement de *Meloidogyne* dans les racines

Après 9 jours de contact entre la plante et les nématodes, les racines sont soigneusement lavées. Elles sont ensuite divisées en deux lots. L'un servant à la mesure de la pénétration, l'autre à l'étude du développement en adultes.

#### 2.3.1. Etude de la pénétration

Les racines lavées et séchées, sont plongées dans des tubes de pyrex (25 x 250) contenant 20 ml de lactophénol (Franklin et Goodey, 1949; cf. annexe 2), puis chauffées au bec Bunsen jusqu'à ébullition pendant 2 minutes. Après refroidissement, on ajoute 1 ml d'une solution lactophénol bleu coton à 0,05%, selon la technique de de Guiran (1960). La concentration finale est de 0,025 %. Après deux semaines, les racines sont étalées entre deux plaques de verre et les nématodes, aux divers stades de développement, peuvent être dénombrés sous la loupe binoculaire. Cette technique n'est applicable qu'à des racines jeunes non lignifiées d'*Acacia* de moins d'un mois.

### 2.3.2. Etude du développement

Les plantes destinées à l'étude du développement des nématodes en adultes sont placées à l'asperseur à brouillard.

Les conditions d'humidité permettent la survie des tissus végétaux pendant environ 1 mois. Les boîtes sont relevées tous les 4 jours et les mâles dénombrés. Lorsqu'il n'en apparaît plus, les racines sont séchées puis plongées dans une solution à volume égal de glycérol 99,5 %, d'acide lactique 90 %, d'eau distillée et de fuchsine à 0,05 % (cf. annexe 3). Cette solution est chauffée jusqu'à ébullition pendant 2 minutes.

Après refroidissement, les racines sont rincées dans une solution à volume égal de glycérol et d'eau distillée acidifiée avec quelques gouttes d'acide lactique. Puis elles sont lavées à l'eau et mises à tremper pendant 24 heures dans une solution à volume égal de glycérol et de l'eau distillée. Les racines sont ensuite étalées entre deux plaques de verre et les nématodes sont dénombrés comme précédemment.

### 2.4. Etude histopathologique des racines d'*Acacia* infestées par *Meloidogyne mayaguensis*

#### 2.4.1. Fixation

Les segments de racines sont immergés pendant 48 heures dans un volume de formaldéhyde acide acétique (FAA) (cf. annexe 4) d'au moins 10 fois supérieur à celui des racines (Hooper, 1970).

#### 2.4.2. Déshydratation

Les segments de racines sont rincés 2 fois dans l'éthanol à 50 %, puis déshydratés selon la technique suivante :

- Ethanol 95 %     2 heures
- Ethanol 95 %     2 heures
- Ethanol 95 %     2 heures
- Ethanol absolu   2 heures
- Ethanol absolu   2 heures
- Ethanol absolu   12 heures
- Toluène           30 - 45 minutes
- Toluène           30 - 45 minutes
- Toluène           30 - 45 minutes

### 2.4.3. Inclusion et montage

L'inclusion et le montage s'effectuent dans un bloc de paraffine à 55°C.

- Toluène paraffine 2/1 3 heures
- Toluène paraffine 1/2 2 heures
- Paraffine 12 heures
- Paraffine 3 heures
- Montage

### 2.4.4. Coupes et colorations

Des sections transversales et longitudinales de 7 µm d'épaisseur ont été colorées à la safranine et au fast green (Hagquist, 1974), selon la technique suivante :

- Toluène I 15 à 20 minutes
- Toluène II 15 à 20 minutes
- Ethanol absolu
- Ethanol 85 % Rinçages successifs
- Ethanol 50 %
- Safranine 3 à 10 minutes
- Ethanol 50 %
- Ethanol 70 %
- Ethanol 85 % Rinçages successifs
- Ethanol 95 %
- Ethanol absolu
- Ethanol absolu
- Fast green 1 à 4 minutes
- Ethanol absolu + 5 gouttes de toluène
- Toluène Rinçages
- Toluène successifs

### 2.4.5. Montage des lames

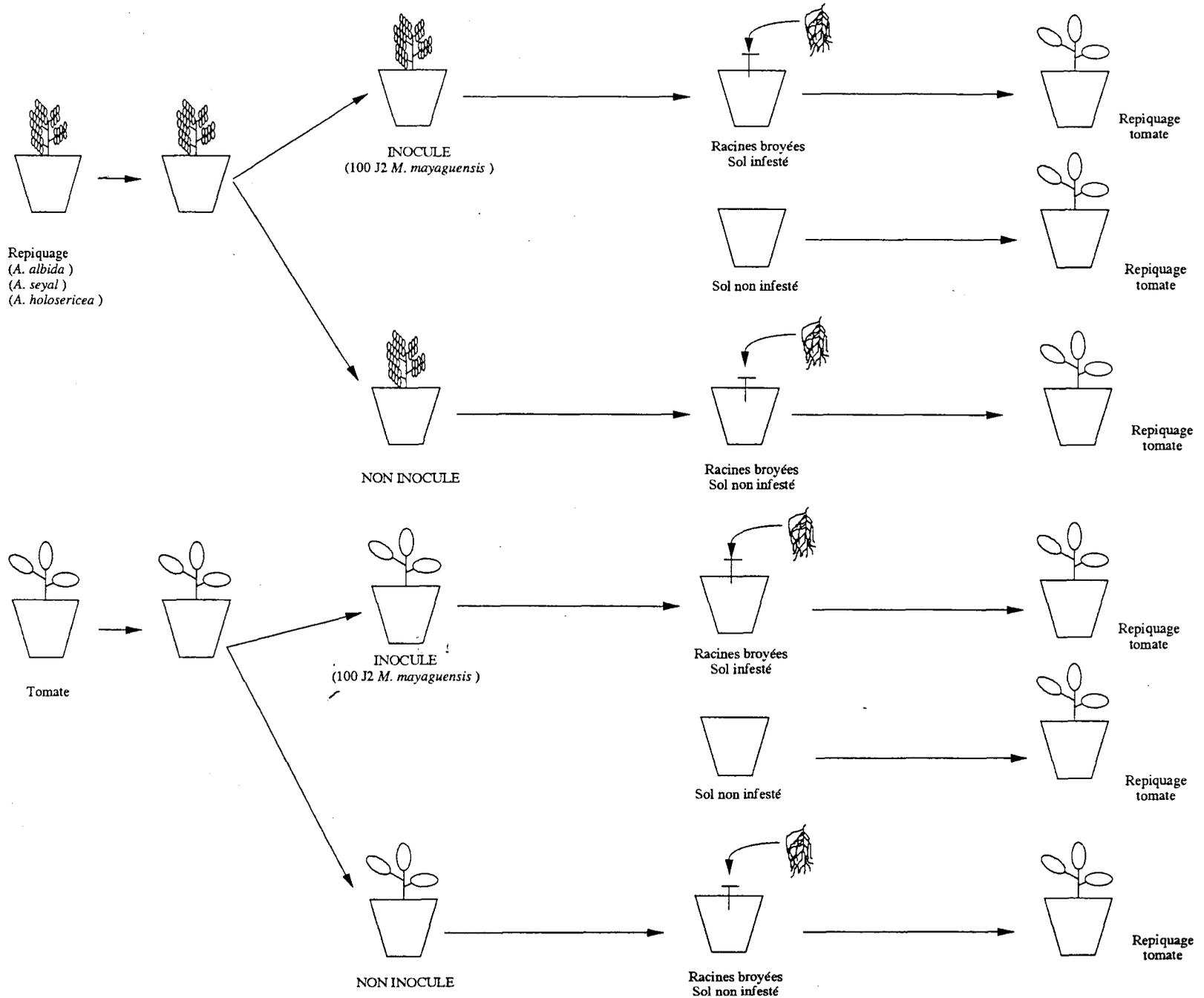
Les coupes fines de racines sont montées entre lame et lamelle, puis sont scellées à l'aide du Baume du Canada.

## 2.5. Etude de l'agressivité sur la Tomate de *M. mayaguensis* issus des *Acacia*.

Cinquante jours après semis, huit plants de chacune des trois essences d'Acacia : *A. albida*, *A. seyal* et *A. holosericea* et 8 plants de tomate ont été inoculés avec 150 juvéniles de *M. mayaguensis*.

Parallèlement, huit autres plants non inoculés ont servi de témoins. Cent vingt neuf jours plus tard, les systèmes racinaires ont été broyés puis réintroduits dans leurs pots respectifs où des tomates ont été repiquées. Une petite fraction des racines a cependant été prélevée dans chaque système racinaire et les nématodes ont été extraits par broyage de l'échantillon composite constitué avec les 8 parties aliquotes pour chaque espèce végétale. 100 juvéniles ont été inoculés à 8 autres plants de tomate repiqués cette fois dans de la terre stérile (Fig. 16). Cependant, cette opération n'a pas pu être réalisée pour *A. albida*, car aucun juvénile n'a été extrait des racines. Pour *A. holosericea*, il n'a pas été possible de rassembler 100 J2 par pot. L'inoculum a été donc plus faible. Après 19 jours de contact entre les nématodes et les tomates, les hauteurs, les poids sec des parties aériennes ont été mesurés ainsi que les indices de galle.

Figure 11. Représentation schématique du protocole expérimental



## 2.6. Répartition de l'infestation

Après trois mois de culture, les plants de trois espèces d'*Acacia* ont été inoculés avec environ 150 juvéniles de *M. mayaguensis*. Le système racinaire a été subdivisé selon la morphologie des racines (racine pivot et racines secondaires) et selon leur position dans le sol (partie distale et partie proximale). Les nématodes sont extraits séparément de chacune de ces quatre fractions (Fig. 12).

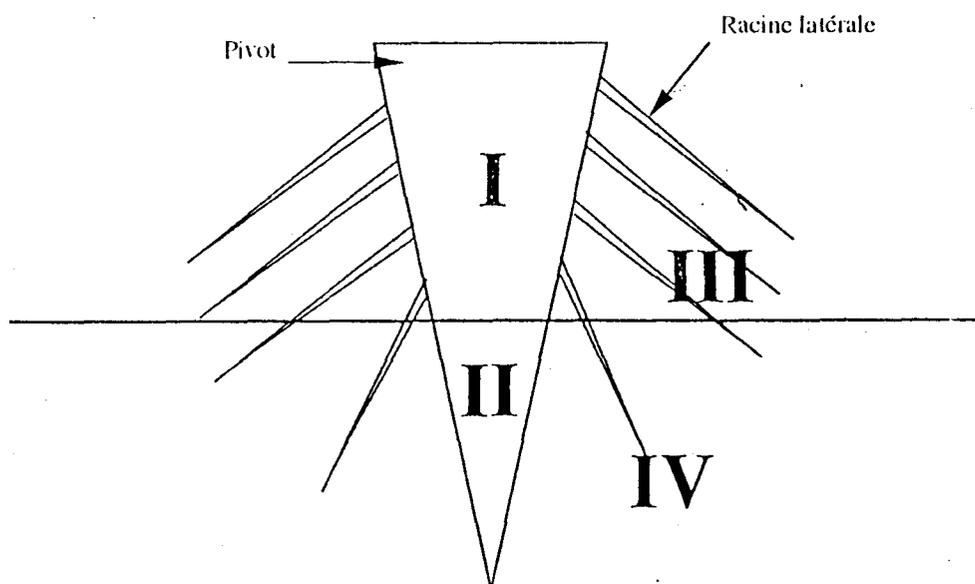


Figure 12. Distribution des racines des 3 espèces d'*Acacia* dans les différents tamis pour l'extraction de *Meloidogyne mayaguensis*.

## **2.7. LES MICROORGANISMES SYMBIOTIQUES D'ACACIA ET CONTROLE DE MELOIDOGYNE**

### **2.7.1. Influence d'un champignon endomycorhizien (*Glomus fasciculatus*) contre *Meloidogyne javanica* sur *Acacia seyal*.**

#### **2.7.1.1. Protocole et dispositif expérimental**

L'inoculum de champignon mycorhizien et la mycorhization des plants d'*A. seyal* ont été réalisées en suivant la technique indiquée sur la page 25. Dans les traitements sans champignons, les plants ont reçu chacun 1 g (poids frais) de racine de sorgho non mycorhizé. Ils sont maintenus en serre à la température ambiante pendant 8 semaines avant l'inoculation par 0, 100, 250 et 2000 juvéniles de *Meloidogyne javanica* de second stade. Chaque traitement est représenté par un bloc contenant 18 plants.

Pendant un mois, après inoculation avec les nématodes, les hauteurs totales des plants ont été mesurées toutes les 2 semaines. 12 semaines après le semis, 8 plants ont été dépotés pour effectuer le dénombrement des nématodes. Le taux de mycorhization a été déterminé sur 5 autres plants en suivant la technique de Kormanik et Mc Graw (1982) cf. page (27). L'indice de galle par plant a été déterminé de la manière suivante 0 : pas de galles; 1: 1 à 5 galles; 2 : 6 à 20 galles; 3 : plus de 20 galles; 4 : galles coalescentes sur l'ensemble du système racinaire; 5 : système racinaire détruit.

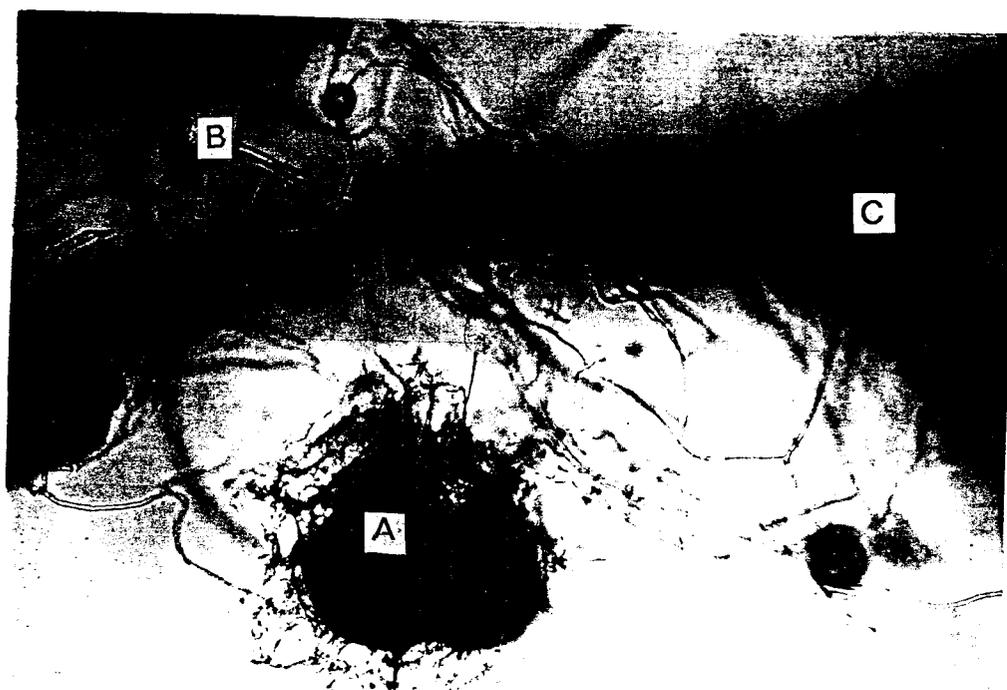
Les juvéniles ont été extraits en plaçant les racines dans la chambre à brouillard pendant 2 semaines (Seinhorst, 1950). Les relevés ont été effectués tous les 3 jours. Les poids secs des racines ont été mesurés après passage à l'étuve à 60°C pendant une semaine. Pour le traitement avec *Glomus fasciculatus* et l'inoculation avec 250 juvéniles par gaine, 5 plants ont été prélevés. Après dépotage, leurs systèmes racinaires ont été soigneusement lavés et observés au microscope. Les racines avec des spores endomycorhiziennes ont été séparées des celles qui en étaient dépourvues. Chaque lot a été placé séparément dans la chambre à brouillard pendant 2 semaines pour recueillir les Juvéniles à l'éclosion.

Les moyennes ont été comparées en utilisant le test "U" Mann Whitney. Pour les analyses statistiques, les données du taux de mycorhization ont été transformées en, arcsinus racine de x (sqrt) et celles de la population de nématodes en log (x+1).

### **2.7.2. Etude en champ de l'influence d'un champignon endomycorhizien (*Glomus fasciculatus*) sur le développement d'*Acacia holosericea* et des populations de *Meloidogyne* spp.**

#### **2.7.2.1. Pépinière**

les graines d'*A. holosericea* sont semées dans des gaines plastiques contenant environ 1 dm<sup>3</sup> de sol et inoculées avec la souche de *Rhizobium* ORS 1088. Une semaine après la germination, la moitié des plants ont été inoculés avec une souche de *Glomus fasciculatus* (Fig. 13).



**Figure 13. Hyphes externes et spores du champignon endomycorhzien sur une racine d'*A. holosericea* (x 250). (Photo Tabula T.K.). A : spore; B: mycélium; C : racine**

#### 2.7.2.2. Plantation de l'essai

L'essai a été installé à l'ORSTOM Bel-Air sur une parcelle qui avait été utilisée auparavant pour des cultures maraîchères. Les caractéristiques du sol et du climat sont répertoriées dans les tableaux 2 et 3.

Les plants d'*Acacia holosericea* ont été repiqués à l'âge de 4 mois, avant la saison des pluies, dans des trous de 20 cm x 20 cm sur 30 cm de profondeur, tous les 2 m, soit 25 plants par parcelle élémentaire de 8 x 8 m. Il y a 4 répétitions pour chacun des deux traitements : plants mycorhizés et plants non mycorhizés. Aucun traitement phytosanitaire n'a été appliqué pendant toute la durée de l'expérience.

La hauteur des plants a été mesurée tous les mois et à la fin de l'expérience, soit 4 mois après le repiquage, les parties aériennes, le système racinaire et les nodules ont été pesés.

Le taux de mortalité des plants a été calculé.

Tous les deux mois, un plant a été prélevé dans chacune des 8 parcelles pour effectuer les mesures suivantes :- nombre et poids sec de nodules par plant,

- populations de nématodes dans les racines,

Les résultats ont fait l'objet d'une analyse de variance pour les différentes variables.

### 3.1. COMPORTEMENT DE *MELOIDOGYNE* spp. SUR LES DIFFERENTES ESPECES D'*ACACIA*

Trois espèces d'*Acacia* : *A. albida*, *A. seyal* et *A. holosericea* ont été semées le même jour et inoculées avec environ 150 juvéniles au fur et à mesure qu'elles atteignaient les différents stades phénologiques : stade semis, stade cotylédons, stade jeunes feuilles et stade phyllodes pour *A. holosericea* uniquement.

La taille de l'inoculum a été estimée en effectuant 20 comptages de 2 ml contenant des juvéniles de *Meloidogyne* en suspension : soit un inoculum moyen de 156 +/- 4 juvéniles, soit 2 % d'erreur.

#### 3.1.1. Etude de la pénétration et du développement de *Meloidogyne* dans les racines d'*Acacia*.

Neuf jours après l'inoculation, les nématodes ont été observés dans les racines d'*Acacia* (Fig. 14; 15; 16). Au stade semis, des disparités apparaissent entre les taux de pénétration des nématodes dans les racines des 3 espèces d'*Acacia*. Très peu de juvéniles pénètrent les racines d'*A. albida* (4 %) alors que la moitié ou les deux tiers environ des juvéniles inoculés pénètrent respectivement les racines d'*A. holosericea* et d'*A. seyal* (Fig. 17a). En revanche, cette disparité apparaît moins nettement au niveau du développement dans la mesure où 1/4 à 1/3 des individus qui ont pénétrés les racines se développent en femelles pour *A. albida* et *A. seyal* et seulement 10 % pour *A. holosericea*.

Au stade cotylédons, la pénétration des juvéniles dans *A. albida* est encore plus faible (2 %). Aucun développement en adultes n'a été observé (Fig. 17b). Contrairement au cas précédent, la pénétration des juvéniles dans *A. seyal* est également relativement faible (11 %). Tous les individus se sont développés en femelles (100 %).

Pour *A. holosericea*, la totalité des juvéniles inoculés se sont retrouvés dans les racines et tous se sont développés en adultes parmi lesquels 86 % de femelles et 14 % de mâles (cf. annexe 5).

Au stade jeunes feuilles (Fig. 17c), il n'y a eu ni pénétration, ni développement dans *A. albida*. Environ 5 % des juvéniles ont pénétré les racines d'*A. seyal*, mais seulement 25 % d'entre eux se sont développés en adultes. Dans le cas d'*A. holosericea*, le nombre de juvéniles observés dans les tissus racinaires est relativement faible (15 %). Tous se sont développés en femelles.

Au stade phyllodes (Fig. 17d), le taux de pénétration est sensiblement équivalent à celui du stade jeunes feuilles, mais seulement la moitié des individus se développent en adultes femelles (90 %) et mâles (10 %).

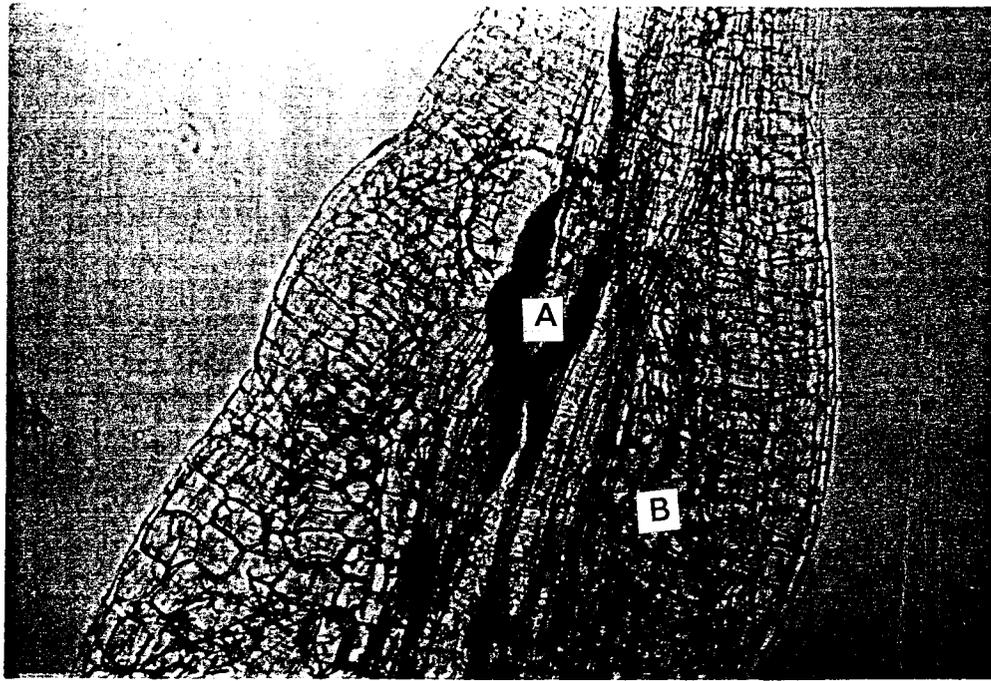


Figure 14. Juvéniles de *M. mayaguensis* dans la racine d'*Acacia holosericea* (x100). (Photo Tabula T.K.) A : Nématodes ; B : Tissus racinaires.

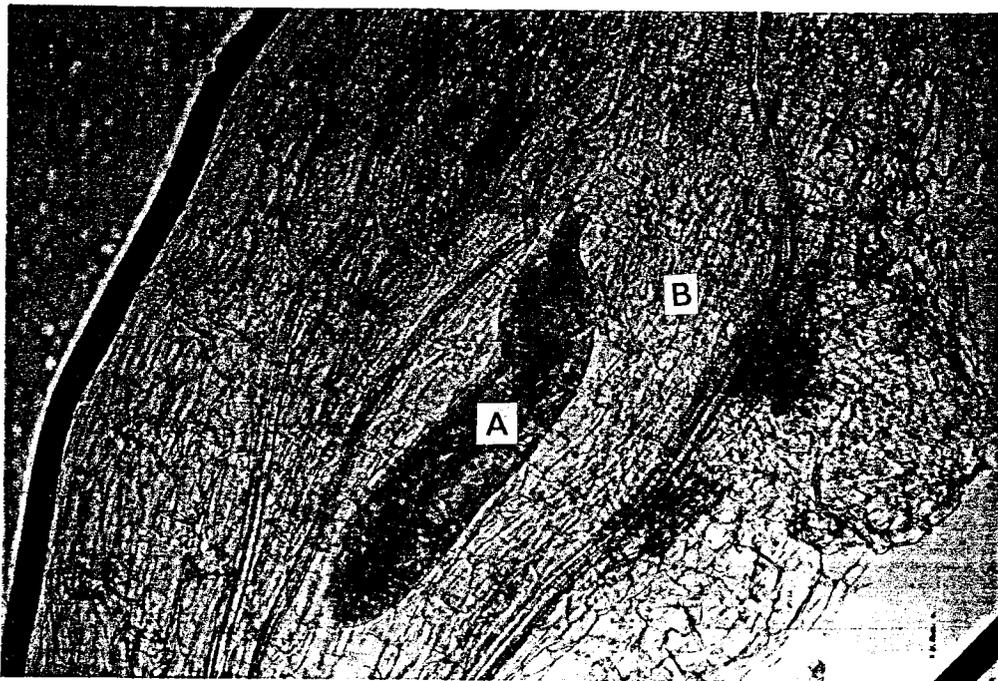


Figure 15. Juvénile de *M. mayaguensis* au troisième stade de développement dans la racine d'*A. holosericea* (x100). (Photo Tabula T.K.) A : Nématodes ; B : Tissus racinaires.

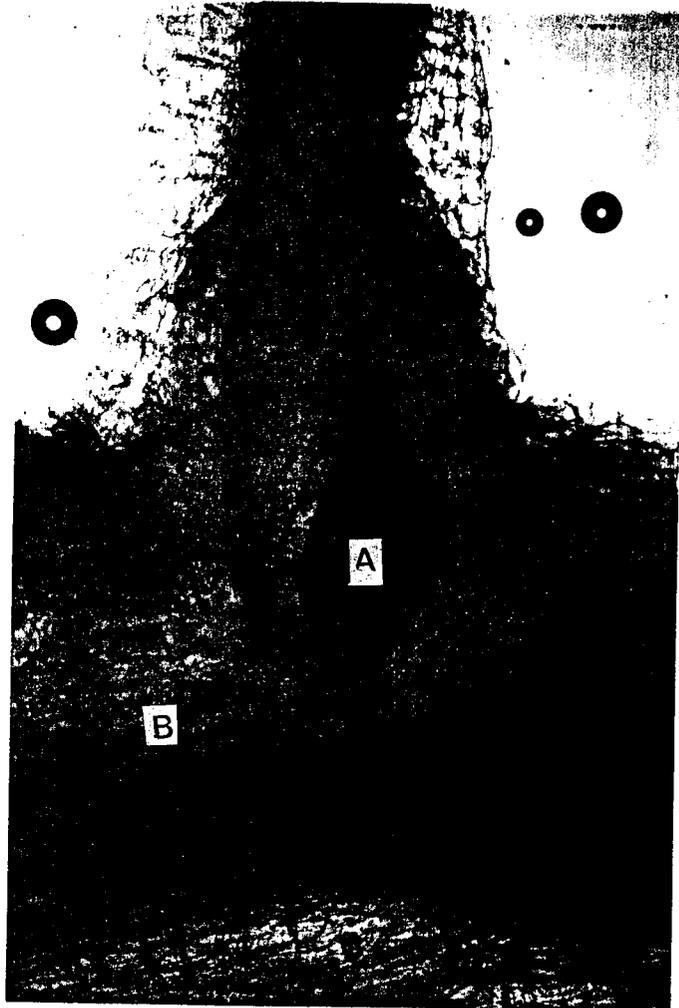


Figure 16. Développement du Juvénile de *M. mayaguensis* dans la racine d'*A. holosericea* (x100). A : jeune femelle de *M. mayaguensis* ; B : Tissus racinaires. (Photo Tabula T.K.)

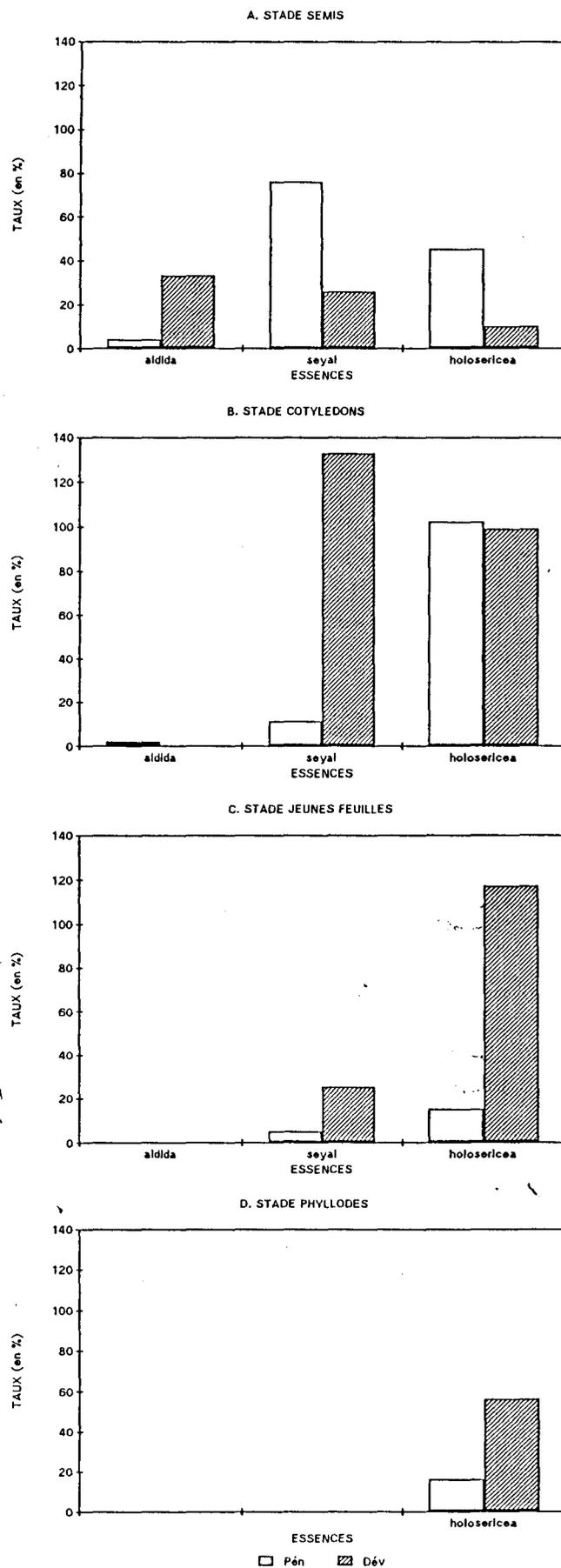


Figure 17. (A,B,C et D). Taux de pénétration et de développement en adultes des juvéniles de *Meloidogyne mayaguensis* sur 3 espèces d'*Acacia* aux différents stades phénologiques.

## Discussion

Pour *A. albida*, la pénétration est très faible voire nulle. Cette espèce peut donc être considérée comme résistante à la pénétration. Cependant, lorsqu'ils arrivent à pénétrer, notamment au stade semis, les juvéniles se développent pour la plupart en femelles. Dans notre expérience, ceux qui ne se développent pas disparaissent, mais ne donnent pas des mâles. Conformément aux travaux effectués sur *M. javanica* sur tomate par Bird (1959), Triantaphyllou et Hirschmann (1960), ce résultat montre que les juvéniles qui sont dans les tissus racinaires d'*A. albida* disposent des éléments nutritifs nécessaires à leur évolution normale en femelles. La résistance d'*A. albida* n'est donc apparemment pas d'ordre physiologique, elle est plutôt d'ordre mécanique.

Les juvéniles ne semblent pas parvenir à perforer les racines. Mais lorsqu'ils y parviennent, un autre mécanisme les empêche souvent de se développer en adulte. Comme il n'apparaît pas de mâles, il est probable que ce soit, par exemple, le résultat de la pression des tissus végétaux.

*A. seyal* et *A. holosericea* ne sont pas résistants à la pénétration des juvéniles de *Meloidogyne mayaguensis*. *A. holosericea* semble plus sensible qu'*A. seyal*. Ceci confirme les résultats obtenus par Duponnois et al., (1994), Senghor (1994). La densité de juvéniles dans les racines est parfois suffisamment élevée pour provoquer des phénomènes d'encombrement qui conduisent à l'apparition d'une proportion non négligeable de mâles par castration alimentaire (Bird, 1959; Triantaphyllou et Hirschmann, 1960).

Les différences entre les taux de pénétration des juvéniles sur les racines des trois espèces d'*Acacia* pourraient provenir de différences au niveau de la morphologie du système racinaire. *A. albida* et *A. seyal* possèdent un système racinaire composé essentiellement d'un pivot alors que *A. holosericea* dispose de nombreuses racines secondaires. De ce fait, cette plante offre un grand nombre de sites de pénétration pour les nématodes, dans la mesure où ces parasites pénètrent essentiellement au niveau des apex (Kirkpatrick et al., 1959; de Guiran et Ritter, 1979; Prot, 1984).

Par comparaison, les juvéniles ont donc moins d'opportunité de pénétrer les racines des deux autres espèces végétales où il n'y a théoriquement qu'un apex à l'extrémité du pivot. Cependant les résultats obtenus avec *A. seyal* contredisent cette hypothèse.

Pour *A. holosericea*, nos résultats rejoignent ceux de Prot (1986) qui, dans son étude sur la sensibilité des sept légumineuses arborescentes à quelques nématodes au Sénégal, affirme que *A. holosericea* est un bon hôte pour *Meloidogyne javanica*. Mais, en ce qui concerne *A. albida*, nos résultats sont en contradiction avec ceux obtenus par ce dernier, car cette plante semble résistante à *M. mayaguensis*.

### 3.1.2. Facteur de reproduction des différentes espèces de *Meloidogyne* sur les racines d'*A. holosericea*

La multiplication des quatre espèces de *Meloidogyne* présentes au Sénégal sur *A. holosericea* a été étudiée en culture hors sol, dans la chambre à brouillard, de manière à éviter le déroulement éventuel d'un second cycle, suite à la pénétration des juvéniles de première génération.

Dans une autre expérience, nous avons étudié la multiplication de *M. mayaguensis* sur trois espèces d'*Acacia* : *A. albida*, *A. seyal* et *A. holosericea* à différents stades phénologiques et pendant une période de 105 jours correspondant à 3 générations.

La multiplication des différentes espèces de *Meloidogyne* sur *A. holosericea* inoculé au stade phyllode (Tabl. IV), montre qu'à l'exception de *M. mayaguensis*, *M. arenaria*, *M. javanica* et *M. incognita* ne se sont pratiquement pas développés, pendant une période correspondant à une génération.

D'une manière générale (Tabl. V), *M. mayaguensis* se multiplie très faiblement sur *A. albida* ; moyennement sur *A. seyal* et abondamment sur *A. holosericea*. Le taux de multiplication est pratiquement nul au stade semis pour les trois espèces d'*Acacia* et au stade jeunes feuilles pour *A. albida*. Au stade cotylédons, le taux de multiplication est généralement élevé (de 3 à 34). Pour *A. seyal* et pour *A. holosericea*, il est plus faible au stade jeunes feuilles qu'au stade cotylédons. Mais, pour cette dernière espèce d'*Acacia*, la diminution n'est pas significative dans la mesure où le taux de multiplication est à nouveau relativement élevé au stade phyllodes.

### Discussion

Pour *A. albida*, nos résultats sont apparemment en contradiction avec ceux de Prot (1986). Ce dernier obtient une forte multiplication de *M. javanica* sur *A. albida*, alors que nous n'avons jamais obtenu de développement important des espèces de *Meloidogyne*, même *M. mayaguensis*, sur cette essence.

### 3.1.3. Indice de galle

Aucune galle n'a été observée sur les racines d'*Acacia albida* (Tabl. VI). Pour *A. seyal*, l'indice de galle est d'autant plus faible que l'inoculation est intervenue tardivement après le semis. La disparition complète des racines des plants d'*A. holosericea* infestées au stade semis nous a conduit à attribuer la note 10 (cf. annexe 5).

Au stade jeunes feuilles et au stade phyllodes, les racines d'*A. holosericea* ont des indices de galles plus élevés que celui observé au stade jeunes feuilles pour *A. seyal*.

## Discussion

Si nous utilisons l'indice de galle (cf. Annexe 6) pour déterminer la sensibilité ou la résistance d'*Acacia* à *Meloidogyne*, les 3 essences étudiées se répartissent en deux groupes :

- 1er groupe : *A. albida* sur lequel il n'apparaît aucune galle et qui peut être considérée comme résistante.

- 2ème groupe : *A. seyal* et *A. holosericea* sur lesquels de nombreuses galles ont été observées, peuvent être considérées comme sensibles. Cependant, si nous considérons tous les stades phénologiques, les racines d'*A. holosericea* ont des indices de galle systématiquement plus élevés que ceux attribués aux racines d'*A. seyal*. Par conséquent, cette espèce semble donc plus sensible à *M. mayaguensis* que *A. seyal*.

Notamment pour les espèces végétales sensibles, l'indice de galle diminue avec l'âge de la plante au moment de l'inoculation. Autrement dit, la sensibilité baisse au fur et à mesure que les plantes vieillissent.

**Tableau IV. Reproduction de *Meloidogyne* sur *A. holosericea* inoculé au stade phyllodes.**

| Nématodes                      | Pi  | Pf   | Taux de reproduction (Rf.) |
|--------------------------------|-----|------|----------------------------|
| <i>Meloidogyne arenaria</i>    | 156 | 305  | 2                          |
| <i>Meloidogyne incognita</i>   | 156 | 50   | 0,3                        |
| <i>Meloidogyne javanica</i>    | 156 | 162  | 1,03                       |
| <i>Meloidogyne mayaguensis</i> | 156 | 8360 | 53,5                       |

Pi = Population initiale  
Pf = Population finale  
Rf = Facteur de reproduction

**Tableau V. Taux de reproduction de *Meloidogyne mayaguensis* inoculé sur les 3 espèces d'*Acacia* aux différents stades phénologiques.**

| Espèces végétales         | Stades phénologiques | Nombre de Juvéniles récoltés | Taux de reproduction |
|---------------------------|----------------------|------------------------------|----------------------|
| <i>Acacia albida</i>      | Semis                | 1                            | 0                    |
|                           | Cotylédons           | 509                          | 3,3                  |
|                           | Jeunes feuilles      | 37                           | 0,2                  |
| <i>Acacia seyal</i>       | Semis                | 0                            | 0                    |
|                           | Cotylédons           | 2169                         | 13,9                 |
|                           | Jeunes feuilles      | 100                          |                      |
| <i>Acacia holosericea</i> | Semis                | 0                            | 0                    |
|                           | Cotylédons           | 526                          | 34,1                 |
|                           | Jeunes feuilles      | 1095                         | 7,3                  |
|                           | Phyllodes            | 4229                         | 28,1                 |

**Tableau VI. Indice de galle des 3 espèces d'*Acacia* inoculées par *Meloidogyne mayaguensis* aux différents stades phénologiques.**

| Essences              | Témoin | Semis | Cotylédons | J. feuilles | Phyllodes |
|-----------------------|--------|-------|------------|-------------|-----------|
| <i>A. albida</i>      | 0a     | 0a    | 0a         | 0a          |           |
| <i>A. seyal</i>       | 0a     | 9b    | 7c         | 4d          |           |
| <i>A. holosericea</i> | 0a     | 9b    | 8b         | 6c          | 6c        |

(\*) Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de "t" Student ( $p < 0,05$ ).

#### 3.1.4. Cycle de quatre espèces de *Meloidogyne* sur *A. holosericea*

Les plants d'*A. holosericea* ont été inoculés avec 5000 juvéniles. Douze jours après inoculation, les plants ont été placés à l'asperseur de manière à limiter le temps de pénétration et donc de synchroniser les cycles. Les juvéniles sont dénombrés au fur et à mesure de leur apparition

Les comptages ont été effectués tous les quatre jours. La longueur moyenne du cycle correspond au moment où le maximum de juvéniles est observé. Comme le dénombrement a été effectué de manière discontinue, la valeur maximum est déterminée par ajustement d'une distribution théorique à la distribution observée des éclosions (Fig. 18 A, B, C et D). Pour ce calcul, nous ne prenons en compte que la période qui s'étend de la date d'apparition des premiers juvéniles à celles

d'observation des derniers juvéniles. De ce fait, la durée du cycle est obtenue en additionnant le temps qui précède l'apparition du premier juvénile au temps déterminé par l'équation mathématique.

Sur *A. holosericea*, *M. arenaria* accomplit son cycle biologique en 34 jours, *M. incognita* et *M. javanica* en 36 jours, et *M. mayaguensis* en 37 jours (Tabl. VII).

**Tableau VII. Cycle de 4 espèces de *Meloidogyne* sur *A. holosericea* en culture hors sol**

| Nématode                       | Durée du cycle biologique<br>(température moyenne 25-30 °C) |
|--------------------------------|---|
| <i>Meloidogyne arenaria</i>    | 34 jours  |
| <i>Meloidogyne incognita</i>   | 36 jours  |
| <i>Meloidogyne javanica</i>    | 36 jours  |
| <i>Meloidogyne mayaguensis</i> | 37 jours.   |

D'après ces résultats, *A. holosericea* devrait favoriser l'émergence d'un peuplement dominé par *M. arenaria*.

En revanche, avec la même taille de l'inoculum (156 juvéniles de second stade), nous avons récolté un nombre élevé de juvéniles de *M. mayaguensis* par rapport aux autres espèces du genre.

Cette espèce paraît plus agressive que les autres. Elle semble même s'attaquer aux plantes résistantes sur lesquelles elle arrive à se reproduire. Le faible taux de développement obtenu pour *M. arenaria*, *M. javanica* et pour *M. incognita* pourrait être imputé aux facteurs comme la nutrition et l'oxygène (Triantaphyllou et Hirschmann, 1960; Oteifa, 1953).

En effet, les changements physiologiques qui ont accéléré la dégradation des racines dans la chambre à brouillard, ont également été déterminants sur la mort des nématodes, car ces derniers ne peuvent se nourrir que sur les tissus des racines vivantes. D'emblée, avec 523 juvéniles dénombrés en moyenne pour *M. mayaguensis*, nos résultats concordent avec ceux obtenus par Wallace (1963).

D'après cet auteur, *Meloidogyne* et *Heterodera* peuvent produire chacun environ 500 oeufs au cours d'un cycle biologique.

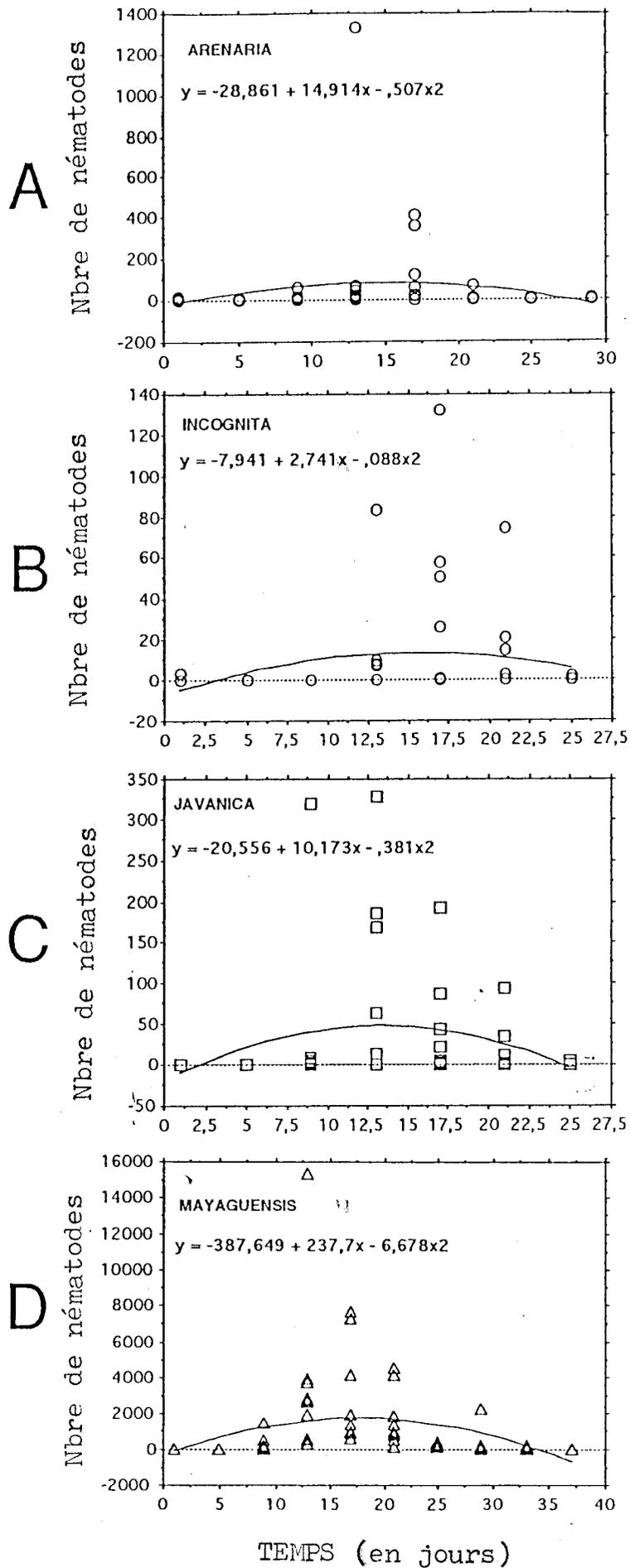


Figure 18 Distribution théorique des éclosions des oeufs de 4 espèces de *Meloidogyne* : *M. arenaria* (A) , *M. incognita* (B), *M. javanica* (C) , *M. mayaguensis* (D).

## Discussion

Nous avons déterminé la durée moyenne de développement d'une génération de J2 pour les 4 espèces de *Meloidogyne* sur *A. holosericea* à 25-30 °C. Des travaux antérieurs, notamment ceux de Tyler (1933), montrent que *Meloidogyne* sp. accomplit son cycle biologique en 25 jours à 27°C et en 57 jours à 15,5°C.

Ces résultats sont confirmés par Peacock (1957) qui observe que le cycle biologique de *Meloidogyne incognita acrita* s'effectue en 28-33 jours à 26-31°C. *Meloidogyne mayaguensis* se comporte donc comme les autres espèces de *Meloidogyne*.

### 3.1.5. Etude de l'agressivité sur la Tomate de *M. mayaguensis* issus des *Acacia*.

#### 3.1.5.1. Comparaison des degrés d'agressivité de *M. mayaguensis* sur les 3 espèces d'*Acacia*

Les masses moyennes des parties aériennes des plants de tomate qui ont poussé sur le sol dans lequel s'est développé *A. albida*, *A. seyal* infesté par *M. mayaguensis* et sur le sol où s'est développée la tomate dans les mêmes conditions

(Tabl. VIII) sont statistiquement équivalentes (de 0,03 à 0,06 g).

En revanche, les tomates qui se développent après *A. holosericea* ont des masses aériennes significativement plus élevées que dans les trois autres cas (0,44 g). Dans ces situations, les indices de galle sont sensiblement équivalents et relativement élevés puisqu'ils varient entre 5 pour *A. holosericea* et 7 dans le cas où la tomate est plantée deux fois de suite.

Pour les tomates infestées avec 100 juvéniles provenant d'*A. seyal*, d'*A. holosericea* et aucun juvénile (*A. albida*), les masses des parties aériennes ne sont pas statistiquement différentes (de 0,55 à 0,62). Pourtant, à l'exception du précédent cultural *A. albida*, la présence d'un faible nombre de galles révèle la présence des nématodes, mais en faible nombre car l'indice varie entre 2 et 3.

**Tableau VIII. Comparaison entre espèces végétales des biomasses moyennes des parties aériennes des plants de tomate cultivés sur le sol dans lequel se sont développées les 3 espèces d'*Acacia* infestées par *M. mayaguensis* et sur le sol où s'est développée la tomate dans les mêmes conditions.**

| Traitements                         | Paramètres | <i>Acacia albida</i> | <i>Acacia seyal</i> | <i>Acacia holosericea</i> | Tomate |
|-------------------------------------|------------|----------------------|---------------------|---------------------------|--------|
| Sol+broyat des racines infestées    | M. aér.    | 06a                  | 0,05a               | 0,44b                     | 0,03a  |
|                                     | IG         | 6                    | 6                   | 5                         | 7      |
|                                     | Hf         | 11,5                 | 11,3                | 20                        | 10,9   |
| Sol+broyat rac. + 100J <sub>2</sub> | M. aér.    | 0,62a                | 0,67a               | 0,62a                     | 0,55a  |
|                                     | IG         | 0                    | 2                   | 2                         | 3      |
|                                     | Hf         | 27,3                 | 27                  | 27,9                      | 25     |
| Sol+broyat des racines saines       | M. aér.    | 0,42c                | 0,25 b              | ,28b                      | 0.03a  |
|                                     | IG         | 0                    | 0                   | 0                         | 0      |
|                                     | Hf         | 22,5                 | 19,1                | 20                        | 9      |

M. aér. : masse des parties aériennes (en g)

IG : indice de galle

Hf : hauteur finale (en cm)

J<sub>2</sub> : juvénile de second stade

(\*) Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de "t" Student ( $p < 0,05$ ).

Par contre, pour les plants de tomate repiqués sur le sol non infesté, dans lequel le broyat de système racinaire a cependant été ajouté, on constate que les masses aériennes se répartissent statistiquement en trois groupes :

- les masses aériennes les plus élevées sont celles des tomates qui ont poussé après *A. albida*,
- les masses aériennes les plus faibles sont celles des tomates qui ont poussé sur un sol ayant déjà porté des pieds de tomate,
- le troisième groupe rassemble les tomates qui ont poussé après *A. seyal* ou *A. holosericea*, de masses aériennes intermédiaires.

### 3.1.5.2. Comparaison par espèces végétales (Tabl. IX)

#### 3.1.5.2.1. *Acacia. albida*

En absence de nématodes, les tomates se développent de la même façon dans le sol avec précédent cultural *A. albida* ou dans le sol stérile non infesté puisqu'il n'y avait pas de J2 après broyage des racines.

**Tableau IX. Comparaison par espèces végétales des biomasses moyennes des parties aériennes des plants de tomate cultivés sur le sol dans lequel se sont développées les 3 espèces d'*Acacia* infestées par *M. mayaguensis* et sur le sol où s'est développée la tomate dans les mêmes conditions.**

| Plants                | Sol+broyat<br>des racines.<br>infestées | Sol+broyat<br>des racines.<br>+ 100 J2 | Sol+broyat<br>des racines<br>saines |
|-----------------------|---|--|-------------------------------------|
| <i>A. albida</i>      | 0,06a                                   | 0,62b                                  | 0,42b                               |
| <i>A. seyal</i>       | 0,05a                                   | 0,67c                                  | 0,25b                               |
| <i>A. holosericea</i> | 0,44b                                   | 0,62b                                  | 0,22a                               |
| Tomate                | 0,03a                                   | 0,55b                                  | 0,03a                               |

J<sub>2</sub> : juvénile de second stade

(\*) Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de "t" Student ( $p < 0,05$ ).

En revanche, les tomates développées dans le sol initialement infesté sont nettement plus courtes et l'indice de galle de 6 prouve que des nématodes y étaient présents.

### 3.1.5.2.2. *Acacia seyal*

La masse moyenne des parties aériennes des tomates qui se sont développées sur le sol d'*A. seyal* non infesté est nettement plus élevée que celle des tomates qui ont poussé après *A. seyal* infesté. Dans ce cas, l'indice de galle de 6 révèle la présence d'une importante population de nématodes.

Les 100 juvéniles issus des racines d'*A. seyal*, inoculés à la tomate dans un sol stérile, se sont faiblement développés comme l'indique un indice de galle de 2. La masse des parties aériennes est alors significativement plus élevée que dans les deux autres situations, y compris par rapport aux tomates qui poussent dans du sol non infesté.

### 3.1.5.2.3. *Acacia holosericea*

Lorsque la tomate se développe après précédent cultural *A. holosericea*, la situation est plus confuse. Malgré un indice de galle de 5, qui prouve que les nématodes sont présents, les plants ont des masses de parties aériennes et des hauteurs statistiquement équivalentes à celles des tomates qui poussent dans le sol non infesté.

Les juvéniles issus des racines d'*A. holosericea* ont provoqué la formation de quelques galles (indice de galle 2). Mais les tomates se sont mieux développées que dans les autres cas. Ceci apparaît notamment au niveau des hauteurs des plants à 19 jours.

### 3.1.5.2.4. Tomate

Le développement de la tomate dans le sol avec comme précédent cultural la tomate infestée ou non infestée est identique. Les plants sont particulièrement courts. L'indice de galle 7 pour la tomate sur le sol avec tomate infestée indique que le niveau d'infestation est élevé. En revanche, la tomate qui a été inoculée par 100 juvéniles est statistiquement plus haute que dans les cas précédentes, les masses des parties aériennes sont plus élevées et les galles sont peu nombreuses.

## Discussion

Au plan agronomique, lorsque les plantes ne sont pas inoculées avec *Meloidogyne*, on constate que la tomate se développe mieux sur le sol après *Acacia* que sur le sol après tomate. Ce résultat peut s'expliquer de plusieurs manières. D'une part, il est possible que le sol sur lequel avait poussé *Acacia* ait été enrichi en azote fixé par des bactéries symbiotiques présentes dans les nodules du système racinaire d'*Acacia* (Dreyfus et Dommergues, 1981). D'autre part, la tomate cultivée sur un sol où avait déjà poussé de la tomate, donc sol appauvri notamment en éléments indispensables à la croissance de cette plante, se développe moins. C'est en quelque sorte une simulation de la monoculture, sans compensation des éléments minéraux absorbés par les plantes.

Pour le précédent cultural *Acacia*, la tomate se développe mieux après *A. albida* qu'après *A. seyal* ou *A. holosericea*. A priori, si la tomate se développe mieux, c'est qu'elle dispose de plus d'éléments nutritifs. Si on assimile le broyat de racine à de la matière organique, cette différence pourrait s'expliquer par le fait qu'effectivement le système racinaire d'*A. albida* au moment du broyage était beaucoup plus important que celui des deux autres *Acacia*. Cependant, cette hypothèse ne se vérifie pas pour la séquence tomate après tomate. Il n'y a pas eu d'amélioration de la croissance dans les pots qui ont reçu le broyat de racines. Pourtant, cet apport était important car les systèmes racinaires des tomates étaient volumineux.

Lorsque les tomates sont repiquées dans le sol infesté par *Meloidogyne* qui se sont multipliés sur *Acacia*, de nombreuses galles apparaissent sur les racines, ce qui prouve que ces juvéniles n'ont pas perdu leur agressivité en se nourrissant sur *Acacia*. Le fait que les plants d'*Acacia* ont été broyés plus de 10 semaines après l'inoculation permet d'écarter l'hypothèse selon laquelle les juvéniles qui ont attaqué la tomate aurait survécu dans le sol, sans se nourrir sur *Acacia*. Les plantes infestées poussent nettement moins bien que celles qui sont dans les mêmes conditions mais qui ne sont pas attaquées. C'est un résultat tout à fait conforme avec ce que l'on obtient classiquement en nématologie (Sasser, 1980; Luc et Reversat, 1985; Netscher et Sikora, 1990; Salawu, 1990). Mais, les résultats obtenus avec *A. holosericea* sont contradictoires. Malgré la présence de galles sur leurs racines, les plants de tomate se sont développés de la même manière dans le sol infesté et non infesté. Rappelons que dans ce cas, la multiplication des nématodes n'a pas pu se faire dans de bonnes conditions du fait que la plupart des arbustes disparaissaient rapidement sous l'effet des attaques de *Meloidogyne*. Ce résultat confirme nos observations antérieures.

Pour la séquence tomate-tomate, nous observons un phénomène identique, mais cette fois, les tomates se développent aussi mal dans le sol infesté que dans le sol non infesté. Cette situation ne s'explique que si nous admettons l'intervention de deux phénomènes qui se superposent : l'effet du précédent cultural et l'effet des nématodes. Autrement dit, l'appauvrissement du sol, par la "monoculture" ne permet pas à la plante de se développer qu'il y ait des nématodes ou pas. Des résultats similaires ont été obtenus sur la culture sucrière où malgré l'apport des engrais, le rendement n'a fait que baisser avec le temps (Cadet, 1989).

L'agressivité des juvéniles issus d'une multiplication sur *Acacia* a été étudiée dans une expérience où ils ont été inoculés sur une tomate plantée dans un sol stérile. L'apparition de galles confirme - dans les cas où effectivement des nématodes ont été inoculés - que les juvéniles sont agressifs, mais leur effet pathogène n'a pas pu être étudié car l'inoculum était trop faible et l'expérience a été conduite sur une durée trop courte (19 jours). De ce fait, la hauteur des plants infestés était identique à celle des plants non infestés.

### 3.1.6. Répartition de l'infestation

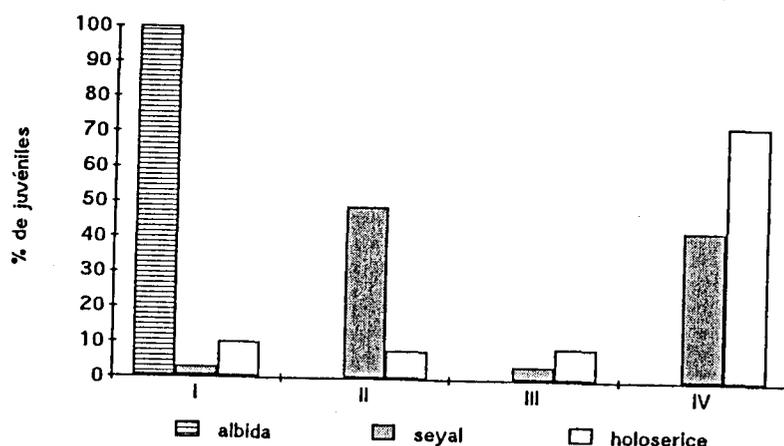


Figure. 19. Répartition de l'infestation par *M. mayaguensis* sur les racines des 3 espèces d'*Acacia*

Nous n'avons dénombré (Fig. 19) qu'environ 2 individus par plant pour *A. albida* et ils étaient toujours situés dans la partie proximale du pivot. Cent vingt deux nématodes ont été extraits en moyenne des racines d'*A. seyal*. La plupart des juvéniles (90 %) sont issus de la partie distale du système racinaire (racines latérales et pivot). Le reste (10 %) provient de la partie proximale. Dans le cas d'*A. holosericea* ce nombre est beaucoup plus important (environ 3119 juvéniles). 70 % de ces individus sont issus des racines latérales distales. Le reste se répartit en proportions équivalentes (10 %) dans les trois autres compartiments racinaires.

### Discussion

Pour *A. albida*, les nématodes ont été extraits dans la partie proximale du pivot. Comme il s'agit de tissus végétaux anciens, les nématodes y ont donc pénétré lorsque la plante était très jeune, immédiatement après la germination. Cette observation conforte les hypothèses qui ont été émises précédemment pour expliquer le faible niveau de pénétration des juvéniles de *Meloidogyne* dans les racines de cette espèce. En effet, si les nématodes ont pénétré les racines peu après la germination, cela signifie également que la racine était relativement courte et donc que l'apex se trouvait donc dans la zone de sol infestée puisque les nématodes sont apportés à la surface du pot.

Dans le cas d'*A. seyal* et d'*A. holosericea*, les nématodes sont au contraire recueillis dans les parties les plus jeunes du système racinaire, là où se trouvent les apex du pivot et des racines latérales, lesquelles n'existaient pas lorsque la plante était plus jeune. Cependant, ces résultats prouvent que les juvéniles peuvent pénétrer les racines, même lorsqu'elles se trouvent au fond du pot. Par conséquent, la faible pénétration observée dans *A. albida* résulte certainement d'autres phénomènes que ceux que nous avons évoqués précédemment.

## 3.2. COMPORTEMENT DE LA PLANTE

L'étude de l'influence de *Meloidogyne* sur le comportement de trois espèces d'*Acacia* : *A. albida*, *A. seyal* et *A. holosericea*, a été réalisée en inoculant environ 150 juvéniles à différents stades phénologiques : stade semis, stade cotylédons, stade jeunes feuilles et stade phyllodes pour *A. holosericea*.

### 3.2.1. Croissance en hauteur

La hauteur des plants (15 répétitions par traitement) a été mesurée toutes les 3 semaines pendant 105 jours. Pour comparer les différentes essences entre elles, compte tenu du fait qu'elles sont génétiquement différentes, les hauteurs ont été exprimées en pourcentages par rapport à la hauteur moyenne finale du lot de plantes témoins, non infestées, mesurées à la même date.

Trois semaines après l'inoculation de *Meloidogyne* (Fig. 20), les plants d'*A. albida* ont une croissance pratiquement identique à celles des plants témoins. Cette situation perdure au fur et à mesure que la plante vieillit.

Pour *A. seyal* (Fig. 20), l'évolution de la taille des plants inoculés est très différente de celle des plants témoins. Le ralentissement de la croissance suite à l'inoculation des nématodes se manifeste au stade semis et au stade cotylédons (environ 28 % et 42 %). Cette différence s'accroît pendant toute la période de l'expérience. En revanche, ce phénomène est nettement moins important lorsque l'inoculation intervient au stade jeunes feuilles. Après 105 jours, les plants infestés tardivement sont approximativement moins hauts que les témoins de 16 %.

Dans le cas de *A. holosericea* (Fig. 20), les arbres inoculés au moment du semis sont, 21 jours plus tard, considérablement plus petits que les arbres non inoculés (5 %). Cet écart s'accroît jusqu'à la mort des arbres. Au stade cotylédons, les plants infestés sont d'abord plus grands que les plants témoins. Mais cette situation ne dure pas et les plants parasités ne se développent plus conséquence de leur mort. Lorsque les plants sont plus âgés, stade jeunes feuilles et stade phyllodes, la différence de taille, de 19 % en faveur des plants témoins, n'augmente pas notablement avec le vieillissement de la plante.

## Discussion

Si nous comparons l'évolution des hauteurs des différentes essences selon leur âge au moment de l'inoculation, nous constatons qu'au stade semis, l'attaque de *Meloidogyne* provoque systématiquement un ralentissement de la croissance des plants quelle que soit l'espèce végétale. Mais, dans le cas d'*A. albida*, ce ralentissement n'est que temporaire. Pour les deux autres espèces, l'écart de taille entre plants infestés et plants témoins s'accroît, en particulier pour *A. holosericea* qui apparaît beaucoup plus sensible que *A. seyal*.

Au stade cotylédons, le même processus est observé, mais avec trois semaines de retard. Il arrive que la présence des nématodes stimule la croissance en hauteur des plants, notamment pour *A. albida* et *A. holosericea*. Mais cet effet ne persiste que pour *A. albida*. Ce phénomène a déjà été constaté pour certaines plantes, lorsque l'inoculum est faible (Wallace, 1963).

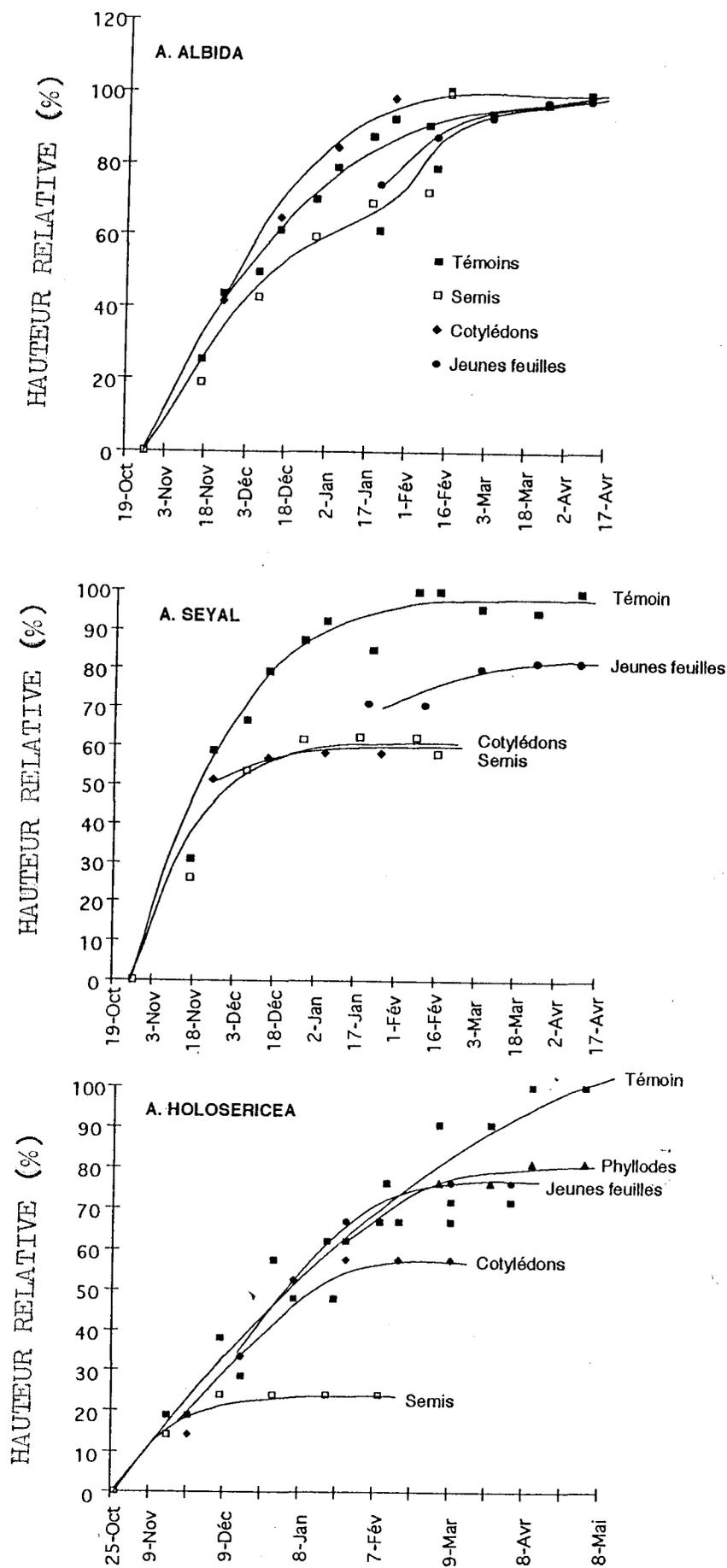


Figure 20. Croissance relative des plants des 3 espèces d'*Acacia* infestés par *M. mayaguensis* aux différents stades phénologiques exprimée en pourcentage par rapport à la hauteur finale du témoin.

Dans ce cas, la destruction de quelques apex par les parasites provoque une réaction de la plante qui se traduit par une émission racinaire. Cet accroissement du volume racinaire entraîne une amélioration des capacités d'assimilation de la plante et donc une meilleure croissance (Seinhorst, 1965 et 1968; Wallace, 1969, 1970 et 1971).

Lorsque la plante est plus âgée au moment de l'inoculation, elle est moins sensible à *Meloidogyne*. Il n'y a plus de ralentissement de croissance pour *A. albida* et *A. seyal*. Il est relativement faible pour *A. holosericea*. Cependant le phénomène de phytostimulation se manifeste encore parfois.

D'une manière générale, sur le ralentissement de la croissance en hauteur, il ressort de cette expérience qu'*A. albida* n'est que très peu sensible aux attaques de *Meloidogyne* et lorsque cette sensibilité apparaît, c'est seulement lorsque l'infestation est très précoce, au moment du semis. Ces trois espèces matérialisent un gradient de sensibilité dans lequel *A. seyal* occupe une position intermédiaire, dans la mesure où sa sensibilité disparaît entre le stade cotylédons et le stade jeunes feuilles, alors que pour *A. holosericea*, cette sensibilité diminue uniquement à partir du stade jeunes feuilles.

### 3.2.2. Evolution du taux de mortalité selon l'âge de la plante

Aucun des plants d'*A. albida* inoculés avec *M. mayaguensis* n'est mort durant l'expérience.

Dans le cas d'*A. seyal* (Fig. 21), le taux de mortalité évolue par paliers. Lorsque l'inoculation intervient au stade semis, environ 6 % des plants meurent dans les premières semaines. Ce pourcentage reste stable pendant plusieurs semaines puis augmente à nouveau vers le troisième mois pour atteindre 30 %. Au stade cotylédons, seulement 6 % des arbres meurent à partir du deuxième mois puis ce taux reste stable. Aucun plant n'a été détruit lorsque l'inoculation intervient tardivement au stade jeunes feuilles.

Pour *A. holosericea* (Fig. 21), le taux de mortalité évolue de manière exponentielle lorsque l'inoculation de *Meloidogyne* a lieu aux stades les plus jeunes (semis et cotylédons) ; après deux ou trois mois, tous les plants sont morts pour ces deux traitements. Au stade jeunes feuilles, seulement 5 % des arbres périssent pendant la durée de l'expérience, à partir du troisième mois après l'inoculation. Au stade phyllodes, il n'y a pas eu de mortalité des plants.

## Discussion

Si l'on utilise le taux de mortalité pour mesurer la sensibilité des plants d'*Acacia* à *M. mayaguensis*, *A. albida* peut être considéré comme résistant à cette espèce. A l'inverse, *A. seyal* et *A. holosericea* sont sensibles. Ces trois essences traduisent un gradient de sensibilité, dans la mesure où le nombre de plants qui succombent ne dépasse pas 30 % pour *A. seyal*, alors que tous les arbres meurent dans le cas d'*A. holosericea*.

Cependant, pour chaque essence sensible apparaît un autre gradient de sensibilité qui est fonction de l'âge de la plante au moment de l'attaque des nématodes: plus la plante est âgée, moins elle souffre de la présence des nématodes, tout au moins dans les conditions de notre expérience.

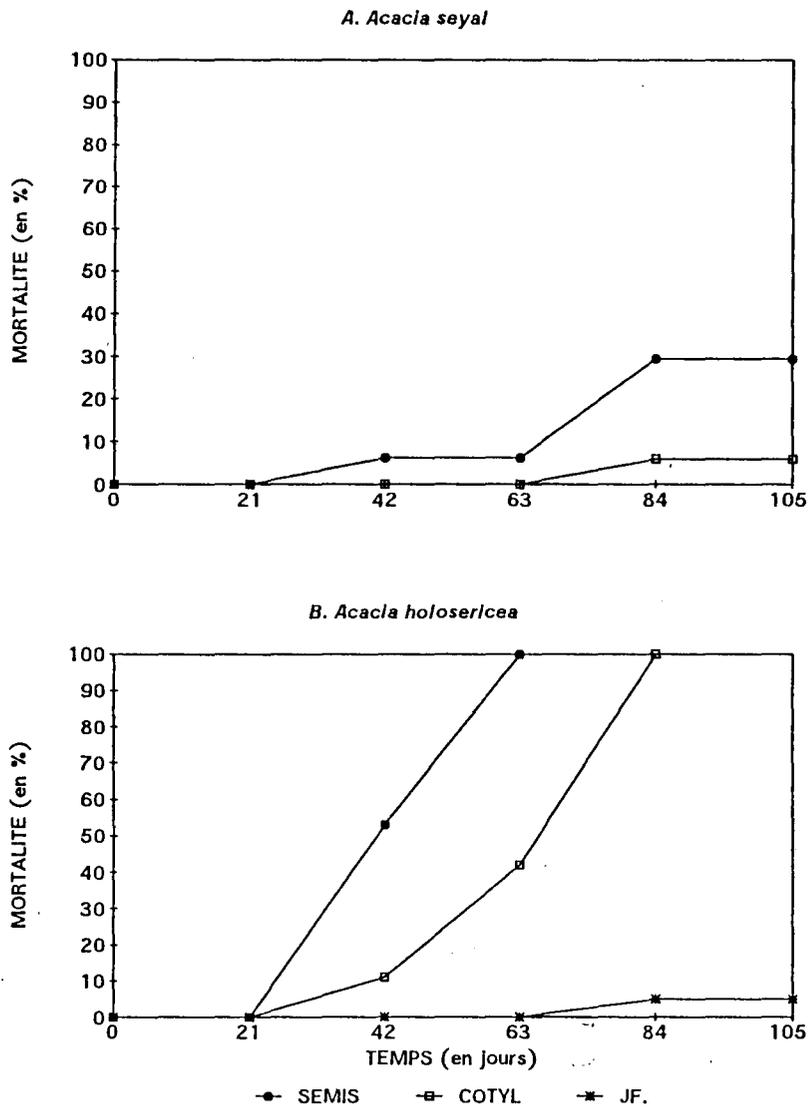


Figure 21. Evolution de la mortalité des plants des 2 espèces d'*Acacia* infestés par *M. mayaguensis* à différents stades phénologiques.

### 3.2.3. Bilan sur les paramètres végétatifs

#### 3.2.3.1. Biomasses racinaires (Tabl. X)

Tableau X. Biomasses racinaires (en g) des plants des 3 espèces d'*Acacia* inoculées par *M. mayaguensis* aux différents stades phénologiques.

| Essences              | Témoin | Semis | Cotylédons | J. feuilles. | Phyllodes |
|-----------------------|--------|-------|------------|--------------|-----------|
| <i>A. albida</i>      | 1,1ab  | 0,7a  | 1,3b       | 1,4b         |           |
| <i>A. seyal</i>       | 1,6a   | 0,08b | 0,5c       | 1,7a         |           |
| <i>A. holosericea</i> | 30,3a  | 0c    | 71,3b      | 11,6a        | 14,8a     |

J. feuilles : Jeunes feuilles

(\*) Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de "t" Student ( $p < 0,05$ ).

Pour *A. albida*, la masse racinaire la plus faible (0,7 g) est celle des plants infestés au stade semis. Elle n'est pas statistiquement différente de celle du témoin (1,1 grammes). En revanche, celle des plants inoculés aux stades cotylédons et jeunes feuilles sont environ deux fois plus importantes que celle du stade semis.

Pour *A. seyal*, le poids sec des racines des plants témoins est statistiquement identique à celui des plants infestés au stade jeunes feuilles (environ 1,6 g). Celui des plants inoculés au stade semis est environ 6 fois plus faible que celui des plants inoculés au stade cotylédon qui est lui-même 3 fois plus faible que celui des plants témoins. Ces différences sont significatives.

Dans le cas d'*A. holosericea*, les plants infestés au stade semis, décomposés avant la fin de l'expérience n'ont pas pu être pesés. Les masses racinaires les plus faibles sont celles des plants infestés au stade jeunes feuilles (11,6 g) et au stade phyllodes (14,8 g). Celles des plants inoculés au stade cotylédons sont environ 2 fois plus importantes que celle des plants témoins.

#### 3.2.3.2. Biomasses des parties aériennes (Tabl. XI)

Pour *A. albida*, il n'y a pas de différence entre les masses des parties aériennes des plants témoins et des plants inoculés au stade cotylédons ou plus tardivement au stade jeunes feuilles. En revanche, celles des plants infestés au stade semis sont significativement plus faibles.

Pour *A. seyal*, le poids des parties aériennes est d'autant plus faible que l'inoculation intervient précocement. Au stade jeunes feuilles, il n'est pas statistiquement différent de celui des plants témoins.

Pour *A. holosericea*, les plants infestés au stade semis qui se sont décomposés avant la fin de l'expérience n'ont pas pu être pesés. Dans les autres cas, les masses aériennes des plants inoculés avec *Meloidogyne* aux stades jeunes feuilles et phyllodes sont significativement plus faibles que celle des plants témoins. Cependant la masse racinaire des plants infestés au stade cotylédons est très importante.

**Tableau XI. Biomasses des parties aériennes (en g) des 3 espèces d'*Acacia* inoculées par *M. mayaguensis* aux différents stades phénologiques.**

|                       | Témoin | Semis | Cotylédons | J Feuilles. | Phyllodes |
|-----------------------|--------|-------|------------|-------------|-----------|
| <i>A. albida</i>      | 0,8b   | 0,5a  | 0,9b       | 0,7b        |           |
| <i>A. seyal</i>       | 1,1a   | 0,06b | 0,3c       | 0,9d        |           |
| <i>A. holosericea</i> | 38,6a  | 0b    | 73,3c      | 22,5d       | 27,6d     |

J. feuilles : Jeunes feuilles

(\*) Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de "t" Student ( $p < 0,05$ ).

## Discussion

Les nématodes du genre *Meloidogyne* provoquent la réduction des biomasses quelle que soit l'essence. Pour *A. albida*, la baisse n'a concerné que les plants infestés au stade semis. Pour *A. seyal* et *A. holosericea*, la différence est importante entre les biomasses des plants infestés précocement et celles des plants témoins, alors que lors de l'inoculation tardive, les biomasses racinaires sont identiques à celles des témoins. *A. holosericea* semble beaucoup plus sensible que *A. seyal*.

La sensibilité à *Meloidogyne* diminue lorsque la plante est à un stade avancé au moment de l'inoculation. Il est à noter pour cette étude qu'*A. albida* est résistant aux attaques de *Meloidogyne*. Ce dernier ne peut avoir d'effet que lors d'une infestation très précoce, au moment du semis. *A. seyal* et *A. holosericea* sont sensibles, mais cette dernière l'est plus qu'*A. seyal*.

Il ressort de cette étude que plus l'infestation est importante, plus l'indice de galle est élevé, et le système racinaire est complètement détruit. En revanche les dégâts sont en relation inverse avec

l'âge de la plante. Al-Saaedy *et al.*, (1989) ont obtenu des résultats similaires lors de l'étude de l'effet de *M. javanica* sur l'aubergine infesté à des âges différents.

### 3.2.4. Nodulation

Au cours de l'essai, les plants ont été contaminés naturellement par des bactéries du genre *Rhizobium*. Un "indice de nodulation" (Tabl. XII) a été obtenu en calculant la masse de parties aériennes pour 100 mg de nodule.

Pour les plants témoins, cet indice est d'environ 5 pour les 3 espèces. Les plants d'*A. seyal* et d'*A. holosericea* infestés au stade semis et au stade cotylédons n'ont pas nodulé. Pour *A. albida*, dans les mêmes conditions, il est à peine supérieur à celui calculé pour les plants témoins (respectivement 7 et 6). Lorsque l'inoculation intervient au stade jeunes feuilles, les indices sont à nouveau sensiblement équivalents pour les trois espèces d'*Acacia*, mais il est environ le double de l'indice des plants témoins.

**Tableau XII. Nodulation des 3 espèces d'*Acacia* inoculées par *M. mayaguensis* aux différents stades phénologiques.**

| Essences              | Stades phénologiques de la plante |       |            |                 |
|-----------------------|-----------------------------------|-------|------------|-----------------|
|                       | Témoin                            | Semis | Cotylédons | Jeunes feuilles |
| <i>A. albida</i>      | 5                                 | 7     | 6          | 10              |
| <i>A. seyal</i>       | 5                                 | 0     | 0          | 13              |
| <i>A. holosericea</i> | 4                                 | 0     | 0          | 11              |

### Discussion

La nodulation d'*A. albida* n'est pas affectée par les nématodes, même lorsque l'attaque se produit quand le plant est jeune. Pour les deux autres essences, dans les mêmes conditions, les nématodes empêchent totalement la nodulation. Ces résultats confirment que les nématodes ont une action inhibitrice sur la fixation d'azote par les bactéries. Ce phénomène a déjà été observé sur haricot vert (Singh et Reddy, 1981), et sur soja (Trabulsi *et al.*, 1980). Pour cette plante, il a pu être mis en évidence une différence variétale de sensibilité : la fixation d'azote a été moins affectée pour la variété sauvage de soja que pour la variété Lee 68 (Baldwin *et al.*, 1979).

### 3.2.5. Etude histopathologique des racines d'*Acacia* infestées par *Meloidogyne mayaguensis*.

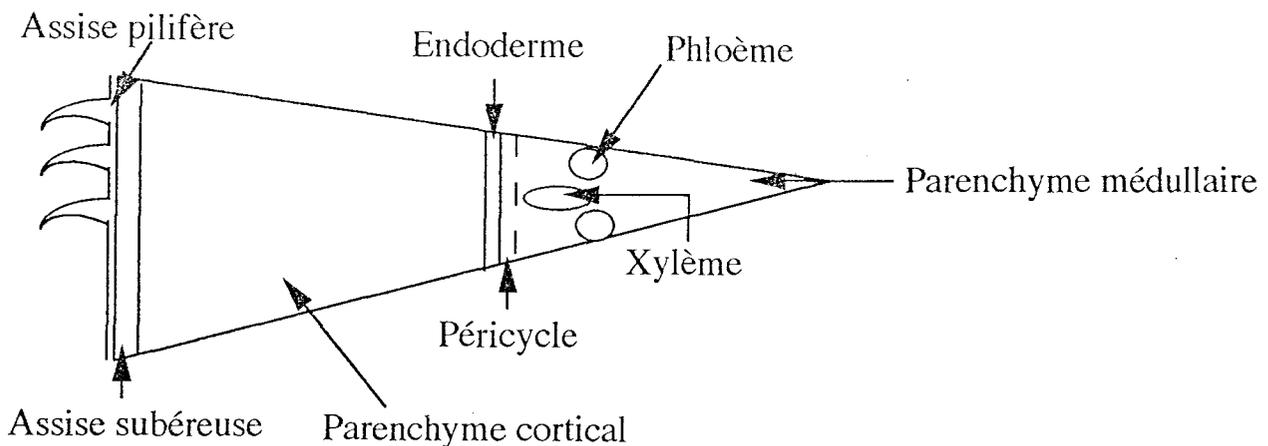
Les nématodes ont été observés à l'intérieur des racines sur des coupes histologiques colorées à la safranine et au fast-green. Le fast-green teint les parois cellulosesiques en vert. Lorsqu'elles sont lignifiées, la safranine les colore en rouge.

#### 3.2.5.1. Anatomie des racines indemnes de nématodes

Une racine de dicotylédone est composée radialement, de l'extérieur vers l'intérieur, de plusieurs tissus (Fig. 22) :

**1. L'écorce** : elle est limitée à l'extérieur par l'assise pilifère et à l'intérieur par l'endoderme; on y observe successivement, à partir de l'extérieur :

- l'assise pilifère : elle est formée de cellules à parois cellulosesiques et minces qui assurent l'absorption des éléments minéraux et de l'eau dans le sol.
- l'assise subéreuse : située immédiatement sous l'assise pilifère. Ces cellules sont polygonales, allongées radialement, étroitement appliquées les unes contre les autres.



**Figure 22.** Disposition radiale des principaux types de tissus d'une racine primaire de Dicotylédones (D'après Vincent, 1977).

- le parenchyme cortical : ce tissu, qui occupe la plus grande partie du cortex, est formé de grandes cellules à parois celluloses minces, laissant entre elles des méats et même des lacunes, surtout dans la région interne.

- l'endoderme : c'est la région la plus interne du cortex ; elle est constituée par une seule assise de cellules, de section rectangulaire, étroitement serrées les unes contre les autres.

**2. Le cylindre central** : il est entouré par une assise cellulaire, généralement monocouche, le péricycle. A l'intérieur, le parenchyme médullaire est constitué de petites cellules parmi lesquelles des amas constituent les vaisseaux de xylème et de phloème.

Les racines d'*Acacia* ont une structure analogue avec cependant quelques variations :

#### **A) *A. holosericea***

Une jeune racine d'*A. holosericea* présente 2 zones dans le parenchyme cortical (Fig. 23a) :

- un parenchyme cortical externe très épais avec des cellules géométriques de grande taille colorées par le fast-green,
- un parenchyme cortical interne très mince coloré par la safranine, donc aux parois cellulaires plus ligneuses.

#### **B) *A. seyal***

La racine primaire d'*A. seyal* présente la même structure que celle d'*A. holosericea* mais le parenchyme cortical interne lignifié est beaucoup plus épais. (Fig. 23b).

#### **C) *A. albida***

Les racines d'*A. albida* présentent (Fig. 23c) :

- une assise subéreuse très contrastée et épaisse, qui n'apparaît pas chez les 2 autres espèces ;
- un parenchyme cortical interne avec de nombreuses vacuoles de couleur brune (Fig. 24) ;
- un cylindre central.

### **3.2.5.2. Histopathologie des racines d'*Acacia* infestées par *Meloidogyne mayaguensis***

#### **A) *A. holosericea***

Les nématodes envahissent en grand nombre le parenchyme cortical et rarement le cylindre central. Tous les stades de développement, et même des masses d'oeufs, sont présents dans le cortex. Les nématodes présents dans les tissus végétaux ne présentent aucune orientation particulière. Des cellules géantes à parois épaisses ont été observées au niveau des sites de nutrition des nématodes. Ces cellules géantes ont un cytoplasme granuleux, contenant plusieurs noyaux hypertrophiés (Fig. 25).

### **B) *A. seyal***

Les nématodes envahissent le parenchyme cortical mais en moindre quantité que sur *A. holosericea*. Tous les stades de développement sont présents dans le cortex. Les femelles ont leur partie antérieure tournée vers le cylindre central. Des masses d'oeufs ont été également observées.

Des cellules géantes

(Fig. 26) apparaissent avec des cytoplasmes denses, granuleux, contenant de nombreux noyaux hypertrophiés. Le cylindre central n'est pas atteint, mais parfois des cellules géantes s'invaginent dans le cylindre central.

### **C) *A. albida***

Pour *A. albida*, les nématodes n'ont été trouvés qu'en très petit nombre, et sont situés dans le cortex contenant des cellules à vacuoles brunes. Dans un seul cas, les rares individus qui ont réussi à pénétrer sont localisés dans le parenchyme, la tête dirigée vers le cylindre central. Ils induisent la formation de cellules géantes à parois épaisses (Fig. 27), possédant plusieurs noyaux hypertrophiés, et dont certaines sont invaginées dans le cylindre central.

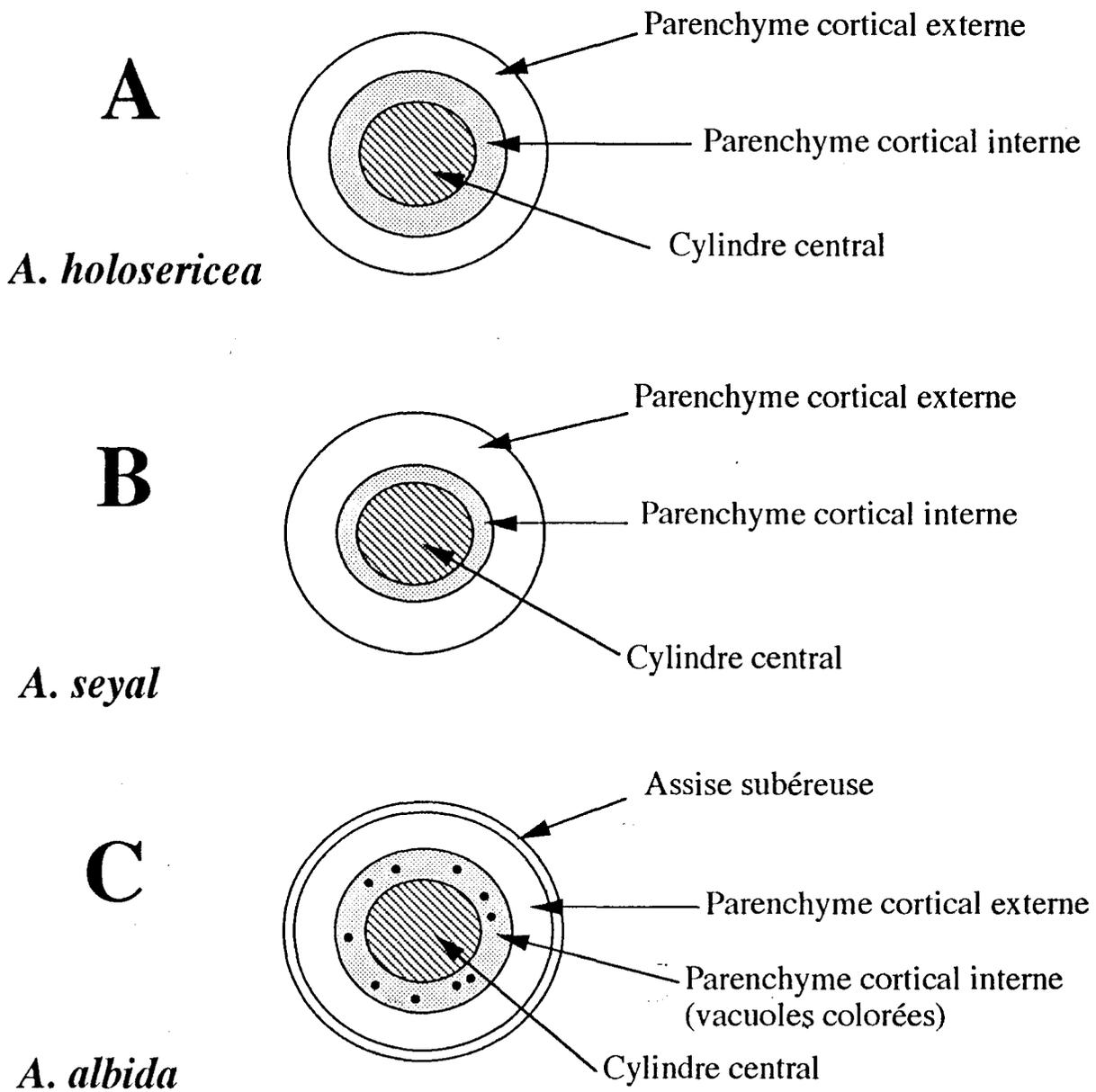


Figure 23 (A,B,C). Schémas des coupes transversales des racines des 3 espèces d'*Acacia* étudiés.

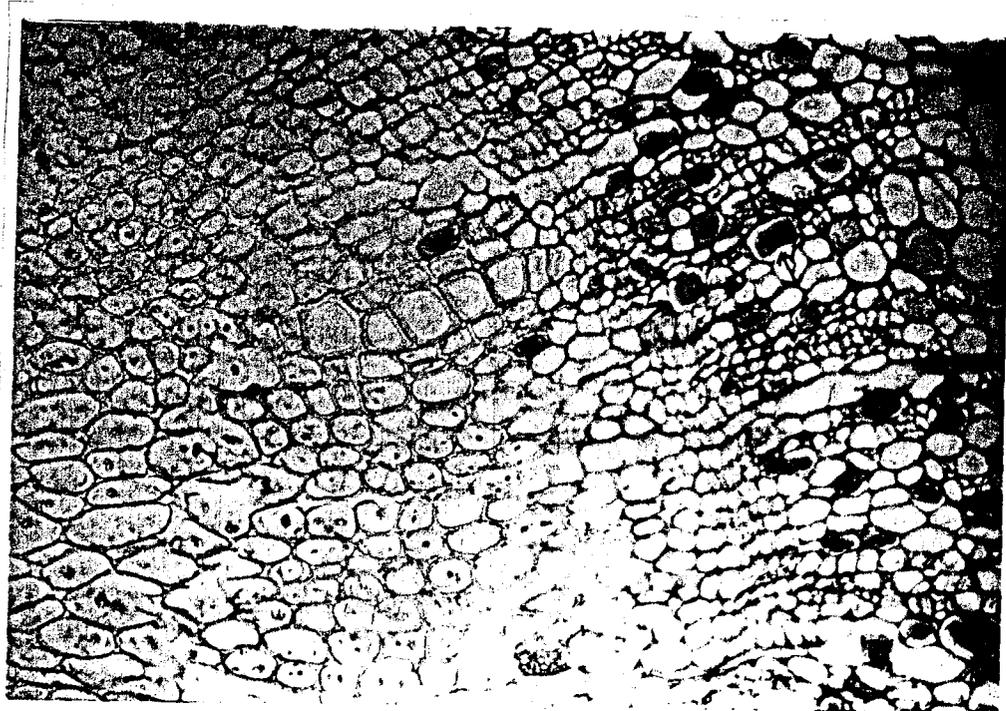


Figure 24. Portion d'une coupe transversale d'une racine d'*A. albida* montrant les cellules brunes (x250). (Photo Tabula T. K.)



Figure 25. Portion d'une coupe transversale d'une racine d'*A. holosericea* infestée de nématodes (x250). (Photo Tabula T. K.) - A. Partie antérieure du nématode  
- B. Cellules géantes



Figure 26. Portion d'une coupe transversale d'une racine d'*A. seyal* infestée de nématodes (x250). (Photo Tabula T. K.) - A. Partie antérieure du nématode  
- B. Cellules géantes

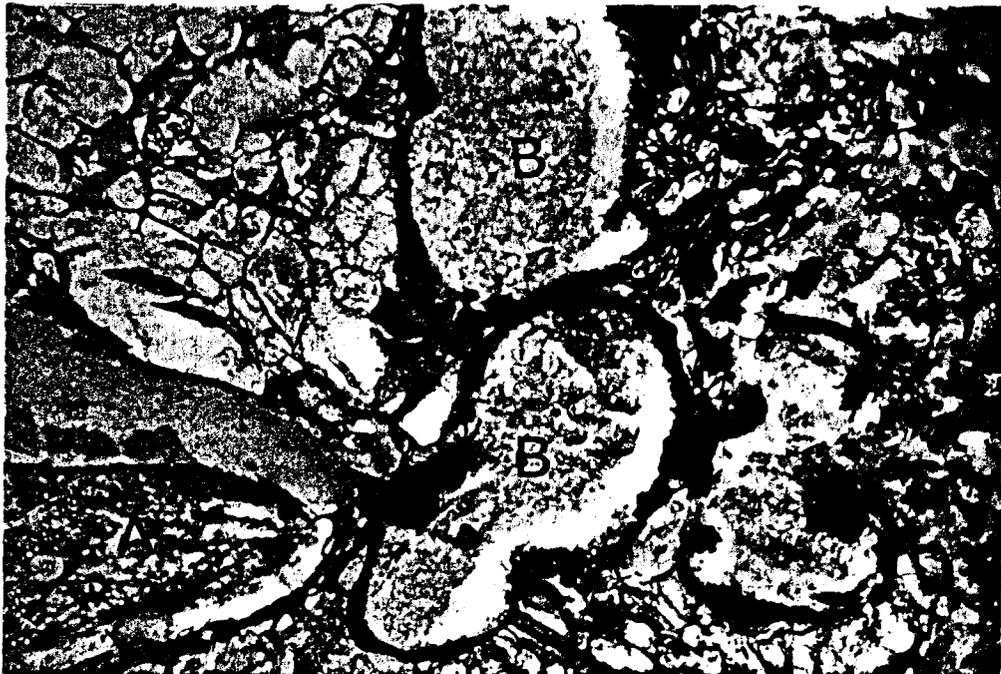


Figure 27. Portion d'une coupe transversale d'une racine d'*A. albida* infestée de nématodes (x250). (Photo Tabula T. K.) - A. Partie antérieure du nématode  
- B. Cellules géantes

## Discussion

L'anatomie racinaire semble avoir un effet sur les nématodes au moment de la pénétration. Pour *A. albida*, l'existence d'une assise subéreuse épaisse peut limiter la pénétration. Pour *A. seyal* et *A. albida*, les cellules à parois très lignifiées joueraient un rôle lors de la phase post-infectieuse. Les juvéniles qui pénètrent se localisent au niveau du parenchyme externe non lignifié. Or, nous savons que la production des lignines est accrue en présence de nématodes. Ainsi, Robinson et al., (1988) ont observé l'accumulation de composés phénylpropanoïques (précurseurs des lignines) le long du trajet du nématode dans des racines de pomme de terre infestées par *Globodera rostochiensis* et *Globodera pallida* (Arya et Tiagi, 1985) avaient décrit, dans des racines de carotte infestées par *M. incognita*, la présence de lignine dans les parois cellulaires des syncytia, dans les tissus adjacents au nématode et dans les cellules nécrosées contenant de la subérine. Le parenchyme interne lignifié représenterait donc une barrière naturelle à l'avancée plus profonde des parasites dans les tissus.

Dans les racines d'*A. albida*, les vacuoles brunes des cellules contiendraient des phénols. Il est possible que les produits de leurs sécrétions puissent diffuser dans les parenchymes. Ces produits phénoliques sont toxiques pour les nématodes. Hung et Rohde (1973) ont montré que la production de phénols augmentait avec le degré de résistance des variétés de tomate parasitées par *M. incognita* et *P. penetrans*. Mateille (1994) a observé des cellules à phénols dans les tissus racinaires de bananier cvs Poyo et Gros Michel. D'après ce même auteur, les produits phénoliques sont toxiques pour les nématodes.

En conséquence, la résistance d'*A. albida* serait d'ordre mécanique et physiologique.

Le comportement parasitaire de *M. mayaguensis* sur *Acacia* (formation des cellules géantes) paraît analogue à celui d'autres nématodes à galles sur soja (Dropkin et Nelson, 1960; Cohn et Mordechai, 1976), tomate (Bird, 1961); pin (Riffle, 1973), coton (Rhode et Mc Clure, 1975), sur *Catalpa bignonioides* et *C. australis* (Sasanelli et Pierangeli, 1994).

### **3.3. MICROORGANISMES SYMBIOTIQUES D'ACACIA ET CONTROLE DE MELOIDOGYNE**

#### **3.3.1. Influence d'un champignon endomycorhizien (*Glomus fasciculatus*) contre le nématode à galle *Meloidogyne javanica* sur *Acacia seyal*.**

##### **3.3.1.1.. Croissance des plantes**

La croissance des plants a été significativement stimulée par le champignon endomycorhizien après 8 semaines de culture, alors que pour les plants non mycorhizés, la croissance est stoppée après le même temps de culture (Fig. 28).

Aucun effet des nématodes n'a été enregistré sur la croissance en hauteur des plants mycorhizés ou non mycorhizés.

Pour les plants mycorhizés, les biomasses des parties aériennes, des racines, du pivot et des racines courtes étaient significativement supérieures à celles des plants non mycorhizés (Tabl. XIII).

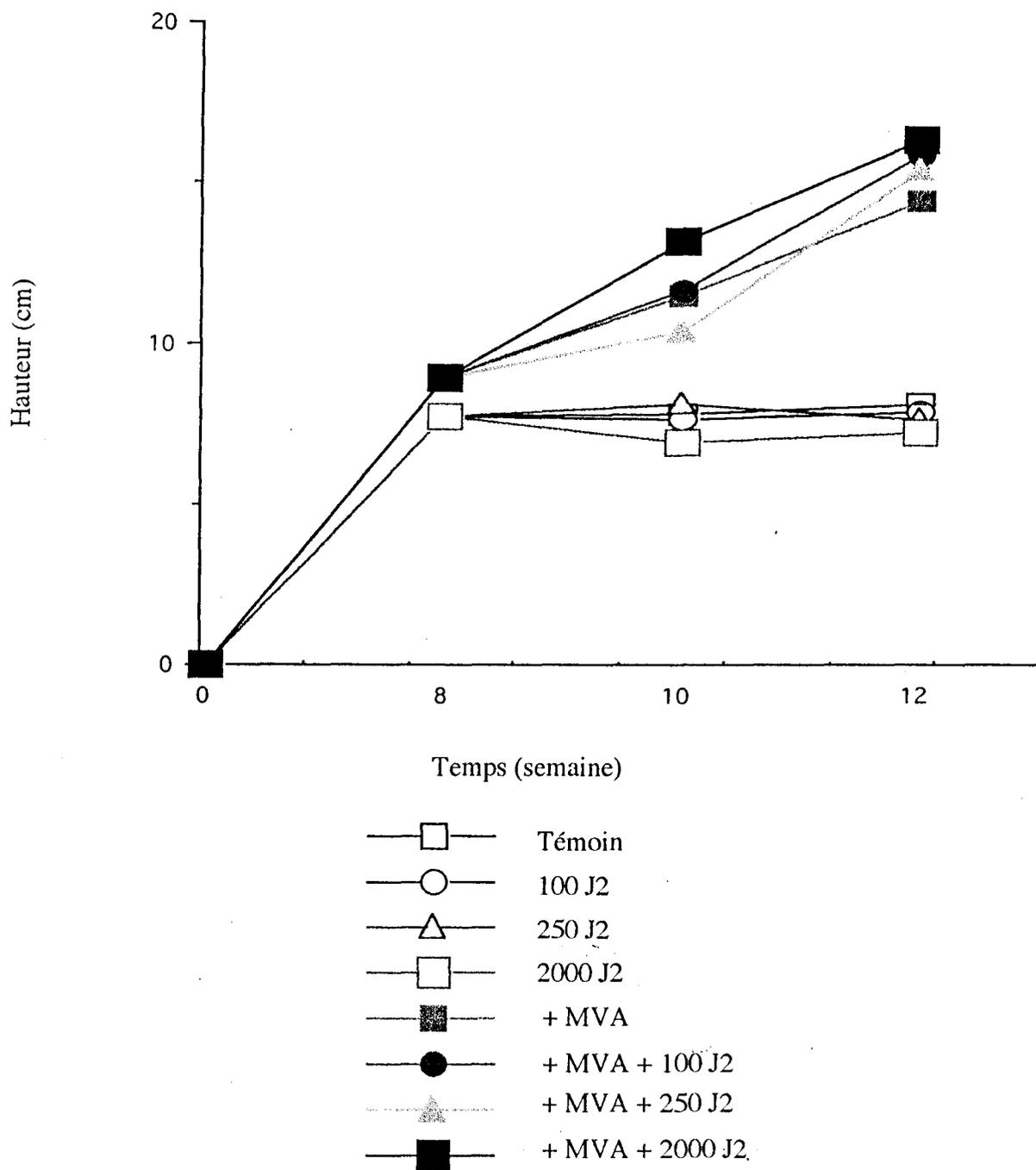


Figure 28. Effet du champignon endomycorhizien, *Glomus fasciculatus*, avec ou sans *Meloidogyne javanica* sur la croissance en hauteur d'*Acacia seyal* après 12 semaines de culture. MVA : Mycorhize à Vésicules et à Arbuscules.

**Tableau XIII. Effet de *Glomus fasciculatus*. et *Meloidodyne javanica* sur la croissance d'*Acacia seyal* après 12 semaines de culture.**

| Densités de l'inoculum (J2/gaine) | Masses des parties aériennes. Poids sec (mg) | Masses de racines (Poids sec en mg) | Masse du pivot Poids sec (mg) | Masses des racines latérales Poids sec (mg) | Taux de mycorhization (en %) |
|-----------------------------------|--|-------------------------------------|-------------------------------|---|------------------------------|
| Sans <i>Glomus</i> sp.            |  |                                     |                               |   |                              |
| 0                                 | 285,3a(1)                                    | 248,8a                              | 176,3a                        | 72,5a                                       | 0a                           |
| 100                               | 240,4ab                                      | 143,1a                              | 96,3a                         | 46,9a                                       | 0a                           |
| 250                               | 150,0ab                                      | 226,9a                              | 193,8a                        | 33,1a                                       | 0a                           |
| 2000                              | 77,5b  | 185,0a                              | 136,3a                        | 48,8a                                       | 0a                           |
| Avec <i>Glomus</i> sp.            |  |                                     |                               |   |                              |
| 0                                 | 600,0c                                       | 598,6c                              | 435,7c                        | 162,9c                                      | 48,0b                        |
| 100                               | 585,3c                                       | 545,0c                              | 425,0c                        | 120,0c                                      | 39,5b                        |
| 250                               | 571,3c                                       | 461,3c                              | 350,0c                        | 111,3c                                      | 41,3b                        |
| 2000                              | 782,5c                                       | 467,5c                              | 261,3d                        | 206,3d                                      | 37,8b                        |

(\*) Les valeurs d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test "U" Mann & Whitney ( $P \leq 0,05$ ).

Cette stimulation a été très spectaculaire (+110 % et + 140) pour, respectivement, les biomasses des parties aériennes et des racines des traitements sans nématodes.

Un effet négatif des nématodes a été uniquement observé pour l'inoculum 2000 : inhibition de croissance des parties aériennes pour les plants non mycorhizés, inhibition de la biomasse du pivot et augmentation de la biomasse des racines latérales pour les plants mycorhizés.

Les nématodes ont été sans effet sur le taux de mycorhization (Tabl. XIII) Sur tous les plants étudiés, nous n'avons pas observé des nodules formés par des souches de *Rhizobium* inoculées.

### 3.3.1.2. Développement des nématodes

Aucune différence n'a été observée entre les traitements (mycorhizés ou non mycorhizés) concernant l'indice de galle, le nombre de J2 par plant et le taux de multiplication, excepté pour l'inoculation 2000 (Tabl. XIV). Dans ce dernier cas, le nombre de J2 par plant et le taux de multiplication ont été supérieurs pour les plants mycorhizés par rapport aux plants non mycorhizés.

A l'éclosion, les juvéniles sur les racines des plants mycorhizés ont été observés plus tôt que ceux des plants non mycorhizés pour tous les inoculums (Fig. 29). Cependant, en ce qui concerne les

plants mycorhizés, le nombre de J2 extraits des racines avec spores endomycorhiziennes dont nous considérons avec Barea et Azcon-Angular (1985), avoir bien été colonisées par le champignon mycorhizien, a été significativement supérieur à celui des racines dépourvues de spores (Fig. 30). Les racines avec spores sont considérées comme des racines bien mycorhizées.

**Tableau XIV. Effet de *Glomus fasciculatus* sur le développement de *Meloidogyne javanica* sur *Acacia seyal* après 12 semaines de culture.**

| Densités de l'inoculum (J2/gaine) | Traitement avec mycorhize | Indice de galle | Nombre de Juvéniles par plant | Nombre de Juvéniles/mg (poids sec des racines) | Nombre de Juvéniles/mg (poids sec des parties aér.) | Taux de mycorhization (en %) |
|-----------------------------------|---------------------------|-----------------|-------------------------------|--|---|------------------------------|
| 100                               | -VAM                      | 1,0a (1)        | 458,8a                        | 3,4a   | 2,3a  | 4,6a                         |
|                                   | +VAM                      | 1,0a            | 247,9a                        | 0,3b   | 0,5b  | 2,5a                         |
| 250                               | -VAM                      | 1,0a            | 6377,5a                       | 117,9a   | 92,1a   | 25,5a                        |
|                                   | +VAM                      | 1,0a            | 696,4a                        | 2,0b   | 2,0b  | 2,7a                         |
| 2000                              | -VAM                      | 2,0a            | 3163,8a                       | 21,7a  | 38,0d   | 1,6a                         |
|                                   | +VAM                      | 2,0a            | 11396,5b                      | 28,7a  | 14,1d   | 5,7b                         |

(\*) Les valeurs d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test "U" Mann & Whitney ( $P < 0,05$ ).

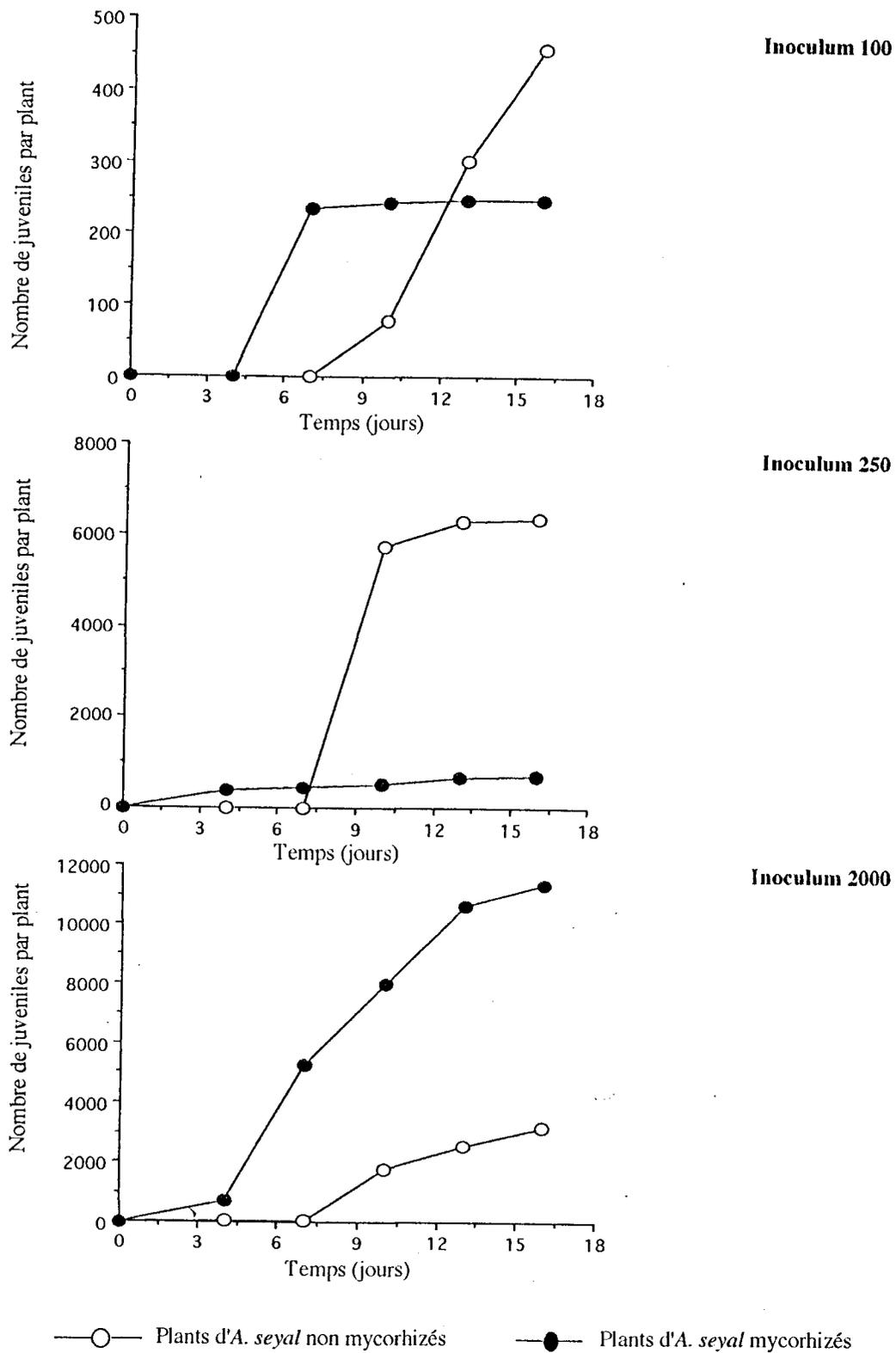
## Discussion

Il est bien connu que les champignons endomycorhiziens à vésicules et arbuscules (MVA) entrent en symbiose avec de nombreuses plantes et stimulent leur croissance. Ils améliorent la nutrition de l'hôte et, en particulier, la nutrition en phosphore (Gerdemann, 1975).

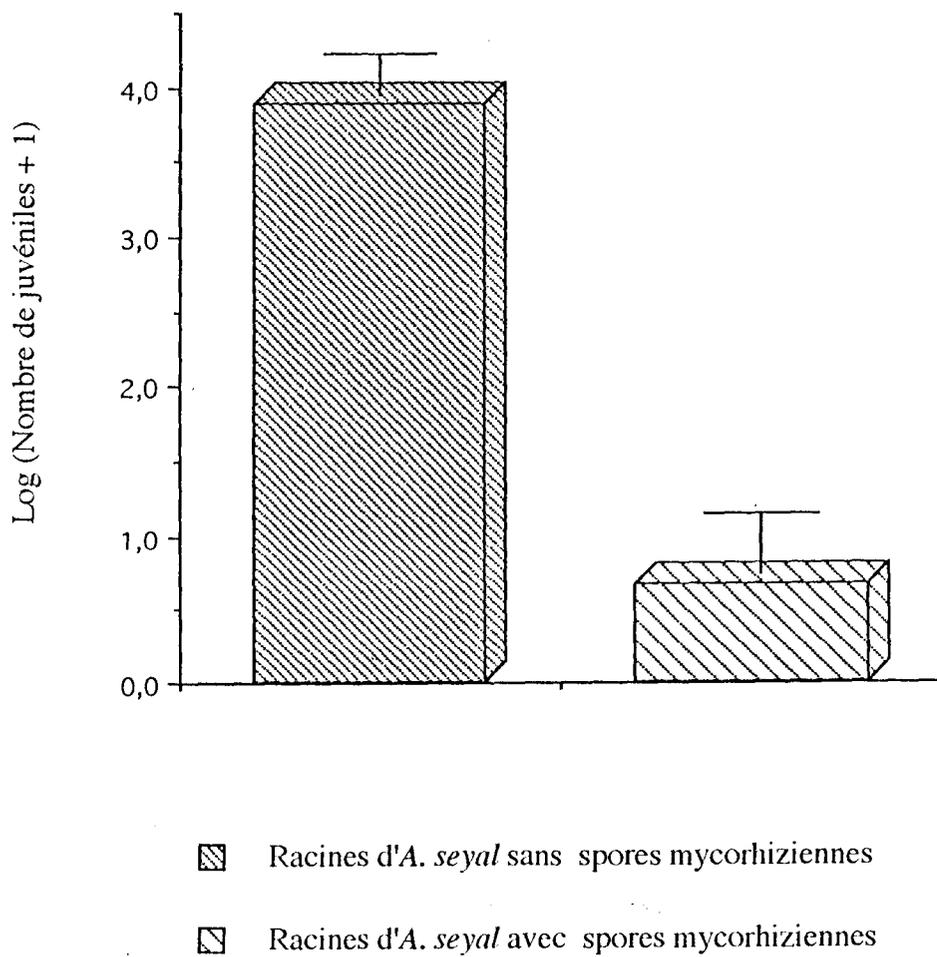
Dans notre étude, le champignon endomycorhizien augmente la biomasse des racines et des parties aériennes. La rhizogénèse des plants est stimulée par le champignon endomycorhizien, ce qui permet à la plante de mieux se développer en améliorant sa capacité à utiliser les éléments minéraux du sol. La biomasse des racines courtes s'accroît aussi. D'après nos tests, l'effet négatif de *Meloidogyne javanica* a été observé seulement sur les biomasses des parties aériennes avec l'inoculum 2000 J2 par pot, mais cette densité de nématodes a été sans effet sur la croissance en hauteur. Les dommages peuvent être dus à une diminution du nombre de feuilles qui peut ultérieurement entraîner la mort des plants. Les dégâts causés par les nématodes

peuvent concerner uniquement une partie des composantes de la plante. Par exemple, la baisse du rendement des plants de canne à sucre cultivé, causée par les nématodes est due à la diminution du tallage mais n'affecte pas la hauteur des pieds (Cadet et Spaul, 1985).

Si pour la totalité du système racinaire de chaque plant étudié, le taux de multiplication des nématodes n'est pas altéré par la présence de *Glomus fasciculatus* avec les inoculums 100 et 250, pour l'inoculum 2000, le nombre de juvéniles provenant des plants mycorhizés est plus important que celui des plants non mycorhizés. Les racines sans spores endomycorhiziennes sont plus infectées par les nématodes que celles avec spores endomycorhiziennes.



**Figure 29.** Evolution de l'éclosion des oeufs dans les plants d'*Acacia seyal* mycorrhizés inoculés avec différentes concentrations de juvéniles de *M. javanica*.



**Figure 30. Distribution des juvéniles dans les systèmes racinaires des plants d'*Acacia seyal* mycorhizés entre les racines avec spores mycorhiziennes et celles sans spores mycorhiziennes. Les barres représentent l'erreur standard.**

Il semble que ce stade de développement de la symbiose mycorhizienne a un effet antagoniste contre *Meloidogyne javanica*.

Les mécanismes impliqués dans ce processus sont encore inconnus. Cependant plusieurs hypothèses peuvent être exposées.

La symbiose mycorhizienne peut altérer ou réduire les exsudats racinaires qui attirent les nématodes. En effet, il est bien connu que cette relation symbiotique modifie de façon significative la physiologie de la plante qui entraîne le changement des exsudats racinaires (Linderman, 1988). Le champignon mycorhizien pourrait aussi affecter le développement du nématode à l'intérieur des tissus racinaires (Ingham, 1988).

Cependant les plants mycorhizés avec ou sans nématodes se développent mieux que les plants non mycorhizés non inoculés ou inoculés avec *M. javanica*. Dans notre expérience, la colonisation des racines par *Glomus fasciculatus* n'est pas important (< 48 %). Le champignon ne peut donc pas dans ce cas protéger tout le système racinaire.

L'effet du champignon endomycorhizien à vésicules et arbuscules (MVA) contre les nématodes peut dépendre de la spécificité des associations (plant - champignon endomycorhizien) (Ingham, 1988). Il est donc nécessaire de rechercher des souches fongiques pouvant rapidement et complètement coloniser le système racinaire. Peu de champignons mycorhiziens ont été cités pour leur capacité à réduire le développement des nématodes phytoparasites (Sikora, 1978). En conséquence, il est nécessaire de tester d'autres souches fongiques pour rechercher leur effet antagoniste contre *M. javanica* avec les acacias.

Avec l'inoculum 2000 J2 par pot, la population de nématodes est importante sur des plants mycorhizés, cependant leur croissance n'est pas ralentie. Les plants mycorhizés sont plus tolérants à *M. javanica*. Dans nos tests, les dégâts des nématodes pourraient être compensés par les portions des racines (racines avec spores endomycorhiziennes) indemnes de nématodes et qui leur assurent la nutrition minérale.

L'étude sur l'éclosion des juvéniles montre que les J2 ont d'abord été observés sur les racines des plants mycorhizés. Comme la mycorhization stimule la croissance des racines, les sites de pénétration se multiplient, ce qui explique l'apparition précoce des juvéniles chez les plants mycorhizés et la population de juvéniles de première génération plus importante.

En fait, la symbiose mycorhizienne a un effet double : (i) un effet antagoniste contre les nématodes et (ii) augmentation de la tolérance pour les nématodes.

Le champignon endomycorhizien, *G. fasciculatus*, associé avec *A. seyal* ne peut pas totalement arrêter le développement du nématode. Cette situation est acceptable dans un programme forestier. Mais si ces arbres sont utilisés dans le système cultural où ils sont associés avec des plantes maraîchères qui, en général, sont très sensibles aux nématodes à galles, les conséquences peuvent être dramatiques. Dans ce cas, les arbres peuvent être une source permanente d'infestation par les nématodes tel qu'il a été montré avec quelques arbres utilisés comme des brise-vents (Prot, 1986).

Généralement les plants d'*Acacia* se développent en pépinière 4 mois avant la plantation. Dans ces conditions la mycorhization des plants peut être contrôlée (Le Tacon *et al.*, 1991). La

symbiose fongique entraînerait un bon développement des plants si les champignons ont été bien sélectionnés pour leur aptitude à stimuler la croissance des plants et leur rapidité à coloniser le système racinaire. Les plants mycorhizés peuvent être en mesure de mieux supporter les effets des nématodes lorsqu'ils seront transplantés au champ.

### **3.3.2. Etude en champ de l'influence d'un champignon endomycorhzien (*Glomus fasciculatus*) sur le développement d'*Acacia holosericea* et des populations de *Meloidogyne* spp.**

#### **3.3.2.1. Résultats agronomiques**

Le poids sec des racines ou des parties aériennes comme les hauteurs finales des plants témoins sont statistiquement identiques à ceux des plants inoculés par *Glomus fasciculatus* (Tabl. XV). Les taux de mortalité sont aussi pratiquement identiques, 20 % pour les plants mycorhizés et 24 % pour les plants non mycorhizés.

Pour les plants d'*A. holosericea* mycorhizés, la biomasse aérienne rapportée au mg de nodule est pratiquement le double de celle calculée pour les plants témoins, mais ces résultats ne sont pas statistiquement différents.

#### **3.3.2.2. Résultats nématologiques**

La population de nématodes dénombrés dans les racines des plants d'*A. holosericea* non mycorhizés est statistiquement supérieure à celle des plants mycorhizés (Tabl. XVI). En revanche, l'indice de galle des racines des plants non mycorhizés n'est pas statistiquement différent de celui des racines des plants mycorhizés (3).

### **Discussion**

La population de nématodes dans les racines des plants d'*A. holosericea* non mycorhizés est plus élevée que celle des plants mycorhizés (Tabl. XVI). Ces résultats confirment ceux obtenus sur soja par Schenck *et al.*, (1975), sur coton par Roncadori et Hussey (1977), sur café par DeSouza (1979), sur tomate par Bagyaraj *et al.*, (1979), et sur alfalfa par Grandison et Cooper (1986).

**Tableau XV. Effet de *Glomus fasciculatus*. et *Meloidogyne* spp. sur la croissance d'*Acacia holosericea* après 6 mois de plantation.**

| Traitement         | Masses des parties aér. (poids sec en mg) | Masses des racines (poids sec en mg) | Hauteurs finales (en cm) | Taux de mortalité (en %) | Indice de nodulation par 100 g des masses des parties aériennes |
|--------------------|---|--------------------------------------|--------------------------|--------------------------|---|
| Sans<br>Glomus sp. | 4,049a                                    | 1,6075a                              | 42,3a                    | 20a                      | 0,05a   |
| Avec<br>Glomus sp. | 8,92a                                     | 1,725a                               | 44,3a                    | 24a                      | 0,08a   |

(\*) Les valeurs d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test "U" Mann & Whitney ( $P < 0,05$ ).

**Tableau XVI. Effet de *Glomus fasciculatus* sur le développement de *Meloidogyne* spp. sur *A. holosericea* après 12 semaines de culture.**

| Traitement         | Nombre de juvéniles par plant | Nombre de juvéniles par dm <sup>3</sup> de sol | Indice de galles |
|--------------------|-------------------------------|--|------------------|
| Sans<br>Glomus sp. | 231512a                       | 6a   | 3a               |
| Avec<br>Glomus sp. | 82871b                        | 5a   | 3a               |

(\*) Les valeurs d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test "U" Mann & Whitney ( $P < 0,05$ ).

Malgré cette différence, les résultats des mesures des paramètres agronomiques sont identiques (Tabl. XV), et le taux de mortalité est le même dans les différents traitements appliqués (Tabl. XV).

La plantation a été réalisée sur un sol avec un niveau d'infestation largement supérieur au seuil de nocuité. Ceci explique le fait que les nématodes aient fait des dégâts aussi bien sur les plants mycorhizés que sur les plants non mycorhizés. Dans les deux cas, les poids secs des racines ou des parties aériennes et les hauteurs finales sont médiocres. Les taux de mortalité sont élevés pour les plants mycorhizés et pour les plants non mycorhizés (Tabl. XV). Dans ces conditions, quelle que soit l'intensité de l'inoculum fongique, la protection s'avère insuffisante car l'infestation du sol est trop forte.

# SYNTHÈSE GÉNÉRALE

Les juvéniles de *Meloidogyne* ont été retrouvés dans les racines des 3 espèces d'*Acacia* (Tabl. XVII) avec formation des cellules géantes pratiquement identiques à celles observées sur les racines des plantes sensibles comme le soja (Dropkin et Nelson, 1960; Cohn, 1976) et la tomate (Bird, 1961). Ceci prouve que les plantes étudiées sont sensibles aux attaques de *Meloidogyne*.

**Tableau XVII. Comportements de *M. mayaguensis* sur les 3 espèces d'*Acacia* et réactions de la plante à l'attaque du nématode.**

|                | <i>A. albida</i> |    | <i>A. seyal</i> |    | <i>A. holosericea</i> |     |
|----------------|------------------|----|-----------------|----|-----------------------|-----|
|                | J.               | A. | J.              | A. | J.                    | A.  |
| Pénétration    | +                | -  | +++             | ++ | +++                   | ++  |
| Développement  | +                | -  | +               | ++ | ++                    | +++ |
| Multiplication | +                | -  | +               | +  | ++                    | ++  |

- : néant  
 + : faible  
 ++ : moyen  
 +++ : fort

J : jeune  
 A : âgé

Cependant, le nombre d'individus pénétrés est variable. Il est faible sinon nul pour *A. albida* et moyen ou fort pour *A. seyal* et *A. holosericea*. Pour *A. albida*, ces faibles pénétration et développement seraient la conséquence de la mise en place d'un certain mécanisme de résistance qui serait :

- soit un mécanisme d'attraction : dans ce cas, la réduction ou la modification des exsudats racinaires aurait pour conséquence la désorientation des nématodes qui ne sont plus attirés vers les racines.
- soit mécanique : les juvéniles ne semblent pas parvenir à perforer les racines à cause de la lignification des tissus. Mais lorsqu'ils y parviennent, un autre mécanisme les empêcherait souvent de se développer en adulte. Comme il n'apparaît pas de mâle, il est probable que ce soit, par exemple, le résultat de la pression des tissus végétaux.

Mais, le fait qu'il n'y ait pas de juvéniles morts observés dans les tissus racinaires ni des traces d'une nécrose quelconque, semble prouver que la résistance d'*A. albida* n'est pas physiologique (réaction d'hypersensibilité de la plante qui provoque la nécrose des cellules situées au voisinage des nématodes) comme celle observée sur arachide (Netscher, 1974 et 1975), sur fonio (Sarr et Prot, 1985), et sur tomate résistance (Riggs et Winstead 1959). Par contre, dans le parenchyme interne de la racine d'*A. albida*, il a été observé des vacuoles brunes qui contiendraient des phénols. Ces produits phénoliques sont toxiques pour les nématodes. D'après Hung et Rohde (1973), leur production semble augmenter avec le degré de résistance de la plante lors de l'infestation due aux nématodes. En conséquence, la résistance d'*A. albida* ne serait d'ordre mécanique et physiologique.

Le déficit au niveau du développement proviendrait des pertes normales dues aux phénomènes d'encombrement qui conduisent à l'apparition d'une proportion non négligeable de mâles par castration alimentaire. Mais, nous affirmons avec Bird (1959), puis Triantaphyllou et Hirschmann (1960) que, comme les juvéniles qui pénètrent induisent la formation de cellules géantes, ils disposent donc d'éléments nutritifs nécessaires à leur évolution normale en femelles. Le faible taux de développement obtenu sur *A. seyal* et sur *A. holosericea* est due à la mort des plants suite à la pression de l'infestation. Cette mortalité a une conséquence directe sur la multiplication.

*A. albida* qui n'est pas détruit par *M. mayaguensis* peut être considéré comme résistant à cette espèce. A l'inverse, *A. seyal* et *A. holosericea*, qui succombent, sont sensibles. *A. holosericea* est plus sensible qu'*A. seyal*. Cette sensibilité est fonction de l'âge de la plante au moment de l'inoculation. Plus la plante est âgée, moins elle souffre de la présence des nématodes. Au demeurant, tous les *Acacia* multiplient les nématodes d'autant qu'ils sont jeunes. En vieillissant, ils deviennent plus résistants à la pénétration. Parallèlement les espèces les plus sensibles supportent et multiplient mieux les nématodes lorsqu'elles sont âgées.

Les *Acacia*, compte tenu des propriétés qui leur sont reconnues : la rapidité de croissance, l'adaptation aux sols pauvres et aux conditions arides l'aptitude à fixer l'azote atmosphérique en vue de la restauration progressive de la fertilité du sol pour un retour à l'agriculture, *A. albida* est le mieux indiqué. Sa nodulation n'est nullement inhibée par les nématodes, alors qu'*A. seyal* et *A. holosericea* ne nodulent pas. Au contraire, ils multiplient les nématodes et sont détruits si les attaques sont précoces. Dans ces conditions, le recouvrement végétal devient partiel et il y a risque que l'efficacité du processus de réhabilitation du sol soit anéanti.

Pour utiliser *A. seyal* et *A. holosericea*, il faut un système qui les protège des nématodes du moins dans les premiers mois de leur existence et qui les rend vigoureux pour supporter ou résister aux attaques des nématodes.

L'inoculation de champignons endomycorhiziens à vésicules et à arbuscules (MVA) et/ou de *Rhizobium* est nécessaire. Ces microorganismes entrent en symbiose avec de nombreuses plantes et stimulent leur croissance. De plus, le champignon endomycorhizien a un effet antagoniste contre les nématodes.

Les champignons endomycorhiziens à vésicules et arbuscules (MVA) ont l'avantage de coloniser les racines sans intervention consécutive de l'homme. Mais ils peuvent devenir inefficaces si l'infestation est trop forte, ce qui est souvent le cas au Sénégal, en particulier sur les sols sablonneux, dans les zones des cultures maraîchères.

Au niveau des pépinières, pour améliorer les performances des symbiotes, il est nécessaire de

:  
- utiliser un sol préalablement stérilisé. Cette pratique a en outre l'avantage d'éliminer les parasites qui peuvent être présents dans le sol, puisqu'à la germination, les jeunes plants sont très sensibles aux attaques de *Meloidogyne*.

- inoculer les plants avec des champignons endomycorhiziens : ces derniers ont un effet antagoniste contre les nématodes et augmentent la tolérance de la plante à *Meloidogyne*.
  - inoculer les plants avec du *Rhizobium*. Des légumineuses, en particulier les acacias, fertilisent le sol à l'aide des nodules qui renferment les bactéries fixatrices.
  - opérer une sélection de souches de microorganismes très compétitives face aux souches indigènes.
- Si les bactéries ou les champignons ont été bien sélectionnés pour leur aptitude à stimuler la croissance des plants et leur rapidité à coloniser le système racinaire, les plants mycorhizés seraient plus en mesure de supporter les effets des nématodes lorsqu'ils seront transplantés au champ. La mycorhization qui se poursuivra après plantation protégera non seulement l'arbre, mais aussi les plantes cultivées après une rotation culturale lors d'un retour à l'agriculture.

# CONCLUSION GENERALE

Si nous considérons le comportement de *Meloidogyne* sur *Acacia*, et la réaction de ce dernier à l'attaque de nématodes, nos résultats montrent que *A. albida* est résistant, *A. seyal* et *A. holosericea* sont sensibles. Cependant, pour chaque essence sensible apparaît un autre gradient de sensibilité qui est fonction de l'âge de la plante au moment de l'attaque des nématodes : plus la plante est âgée, moins elle souffre de la présence des nématodes. En conséquence, dans le cas des pépinières forestières, il est nécessaire que le sol soit préalablement stérilisé et au besoin inoculé avec un champignon mycorhizien pour les protéger contre les nématodes, puisqu'à la germination, les jeunes plants sont très sensibles aux attaques de *Meloidogyne*.

En définitive cette étude nous a permis de montrer que du point de vue nématologique, parmi les essences forestières utilisées dans les zones tropicales semi-arides, *Acacia albida* et *A. seyal* qui sont africaines semblent plus performants que *A. holosericea* qui est australienne. Des deux espèces africaines étudiées, *A. albida* est mieux indiqué dans les programmes de reboisement en zone sahélienne, en particulier au Sénégal.

REFERENCES  
BIBLIOGRAPHIQUES

- Allen, E.K. & Allen, O.N. (1958). Biological aspects of symbiotic nitrogen fixation. *In*: *Encyclopedia of plant physiology*. :8 : 48-105. A. Land (ed.). Berlin, Springer Verlag,
- Alexander, M. (1961). *Introduction to Soil Microbiology*. New York, London, John Wiley and sons incorporated.
- Al-Saaedy, H.A.; Stephan, Z.A. and Girgees, M.M. (1989). Effect of *Meloidogyne javanica* on eggplant seedlings of different ages. *Nematologia Mediterranea*, **17** : 31-32.
- Anonyme, (1987). Plantes et arbres utiles : *Acacia seyal* : Programme de participation de la population au reboisement et à l'aménagement rural. Fiche technique CEE/ENDA, n° 97-98.
- Anonyme, (1988). *Faidherbia albida*. Monographie. Centre Technique Forestier Tropical (CTFT). CIRAD (Ed.) Nogent-sur-Marne, 72 p.
- Anonyme, (1990). Guide pratique de défense des cultures. Editions le Courrousel et ACTA. 557 p.
- Arya, M. & Tiagi, B. (1985). Autofluorescent substances in root-knots induced by *Meloidogyne incognita* on *Daucus carota* L. *Indian J. Nematol.*, **12** : 398-400.
- Aubreville, A. (1937). Remarques écologiques sur la distribution géographique de quelques espèces d'acacias en Afrique Occidentale. *Revue de Botanique Appliquée*, 796 p.
- Ba, A.M. (1990). Contribution à l'étude de la symbiose ectomycorhizienne chez deux essences forestières d'Afrique intertropicale : *Azelia africana* Sm. et *Uapaca guineensis* Müll. Arg. Thèse. Docteur de USTL (30 Janvier 1990). ORSTOM-Dakar et INRA-Nancy, 193 p.
- Bagyaraj, D.J., Manjunath, A. & Reddy, D.D.R., (1979). Interactions of vesicular-arbuscular mycorrhiza with root knot nematodes in tomato. *Plant and Soil*, **51** : 397-403.
- Bailly, C. et Doat, J. (1985). Utilisation pour l'énergie domestique des produits des tourbières des Niayes au Sénégal. Tourbes et bois fossiles. *Bois et Forêts des tropiques*, **207** : 51-62.
- Baldwin, J.G., K.R. Barker, & L.A. Nelson (1979). Effet of *Meloidogyne incognita* on nitrogen fixation in soybean. *Journal of Nematology*, **11** : 156-161.
- Barea, J.M. & Azcon-Aguilar, C. (1985). Mycorrhizas and their significance in nodulating nitrogen-fixing plants. *Advances in Agronomy*, **36** : 1-54.
- Bird, A.F. (1959). Development of the root-knot nematodes *Meloidogyne javanica* (Treub) and *Meloidogyne hapla* Chitwood in the tomato. *Nematologica*, **4** : 344-354.
- Bird, A.F. (1961). The ultrastructure and histochemistry of a nematode-induced giant cell. *F. biophys. biochem. cytol. Cytol.*, II. 701 p.
- Brand, J.C. & Cherikoof, V. (1985). The nutritional composition of Australian Arbooriginal food plants of the desert regions. *In* : *Plants for arid Lands*, 53 - 68. Wickens, G.E, Goodin, J.R. & Field, J.V. (eds. ).

- Brenan, J.P.M. (1983). Manuel sur la taxonomie des espèces d'acacias. F.A.O., Rome, 53 p.
- Bridge, J., Otim-Nape, W. & Namaganda, J. (1991). The root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* causing damage to cassava in Uganda. *Afro-Asian J. Nematol.*, **1** : 116-117.
- Cadet, P. (1989). Les nématodes et la fatigue des sols sous culture sucrière au Bourkina Faso. *Nematologica*, **35** : 355-365.
- Cadet, P. & Spaull, V.W. (1985). Studies on the relationship between nematodes and sugarcane in South and West Africa : Plant cane. *Revue Nématol.*, **8** : 131-142.
- Chevalier, A. (1934). Nouvelles observations sur quelques acacias de l'Afrique Occidentale. *Revue de Botanique Appliquée*, **14** : 875-884.
- Chevalier, A. (1947). Nouvelles remarques sur les *Acacia* africains du groupe *A. seyal*. *Revue Internationale de Botanique Appliquée et d'Agriculture tropicale*, **301-302** : 505-506.
- Cohn, E. & Mordechai, M. (1976). Ultrastructure of hypertrophied cell induced in soybean roots by *Rotylenchulus macrodoratus*. XIIIth International Nematology Symposium September 5-11, 1976 ; Abstracts. Dublin, Ireland.
- Cossalter, C. (1987). Introduction of Australian acacias in dry tropical Africa. In : *Australian acacias in Developing Countries*, p 118-122 Turnbull, J. W. (ed).
- Davide, R.G. & Triantaphyllou, A.C. (1967a). Influence of the environment on development and sex differentiation of root-knot nematodes. I. Effet of host plant and soil temperature. *Nematologica*, **13** : 102-110.
- Davide, R.G. & Triantaphyllou, A.C. (1967b). Influence of the environment on development and sex differentiation of root-knot nematodes. II. Effet of host nutrition. *Nematologica*, **13** : 111-117.
- De Faria, S.M., Lewis, G.P., Sprent, J.I. & Sutherland, J.M. (1989). Occurrence of nodulation in the Leguminosae. *New Phytol.*, **111** : 607-619.
- Delwaulle, J.C., Diangana, D. & Garbaye, J. (1982). Augmentation de la production du pin des Caraïbes dans la région côtière du Congo par l'introduction du champignon ectomycorhizien *Pisolithus tinctorius*. *Revue Forestière Française*, **39** : 409-417.
- DeSouza, P., (1979). Interactions of *Gigaspora margarita* and *Meloidogyne exigua* on coffee grown at three levels of phosphorus. Abstracts of the North Am. Conf. Mycorrhizae. Colorado State Univ., CO, 103 p.
- Diop, M.T. (1994). Les nématodes parasites des cultures maraîchères au Sénégal. Distribution de *Pasteuria penetrans*, actinomycète parasite des nématodes du genre *Meloidogyne*. Mémoire D.E.A. Fac. Sci. UCAD de Dakar, 36 p.
- Dommergues, Y.R. & Mangenot, F. (1970). *Ecologie microbienne du sol*. Ed. Masson, Paris.

- Dreyfus, B.L. & Dommergues, Y.R. (1981). Nodulation of *Acacia* species by fast-and slow-growing tropical strains of *Rhizobium*. *Applied and Environmental Microbiology*, **41** : 97-99.
- Dropkin, V.H.(1953). Studies on the variability of anal plate patterns in pure lines of *Meloidogyne* spp., the root-knot nematode *Proc. helminthol. Soc. Washington*, **20** : 32-39.
- Dropkin V.H. (1969). Cellular responses of plants to nematode infections. *Ann. Rev. Phytopath.*, **7** : 101.
- Dropkin, V.H. & Nelson, P.E. (1960). The histopathology of root knot nematode infections in soybeans. *Phytopathology*, **50** : 442 - 447.
- Duponnois, R., Senghor, K. & Mateille, T. (1994). Comparaison de la sensibilité à *Meloidogyne javanica* de 2 *Acacia* : *A. seyal* (del) et *A. holosericea* (A cunn ex G. Don). Troisième congrès SFP, Dijon, 6-10 Décembre 1993.
- Dupuy, N. & Dreyfus, B.L. (1992). *Bradyrhizobium* populations occurring in deep soil under the leguminous tree *Acacia albida*. *Applied and Environmental Microbiology*, **58** : 2415-2419.
- Dupuy, N., Willems, A., Pot, B., Dewettinck, D., Vandenbruaena, I., Maestrojuan, G., Dreyfus, B.L., Kersters, K., Collins, M.D. & Gillis M., (1994). Phenotypic and genotypic characterization of *Bradyrhizobia* nodulating the leguminous tree *Acacia albida*. *Int. J. Syst. Bacteriol.*, **44** : 461-473.
- Franklin, M.T. & Goodey, J.B. (1949). A cotton blue-lactophenol technique for mounting plant-parasitic nematodes. *J. Helminth.*, **23** : 175-178.
- Fred, E.B., Baldwin, I.L. & McCoy, E. (1932). Root nodule bacteria and leguminous plants. University of Wisconsin Press, Madison, Wis.
- Garbaye, J., Delwaulle, J.C. & Diagana, D. (1988). Growth response of *Eucalyptus* in the Congo to ectomycorrhizal inoculation. *Forest Ecology and Management*, **24** : 151-157.
- Gerdemann, J.W. (1968). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and plant growth. *Annual Review of Phytopathology*, **6** : 397-418.
- Gerdemann, J.W. (1975). Vesicular-arbuscular mycorrhizae. In : J. *The development and function of roots. Third Cabot Symposium*, p 575-591. G. Torry and D.T. Clarkson, eds. Academic press, New York.
- Gianinazzi-Pearson, V. (1976). Les mycorhizes endotrophes : état actuel des connaissances et possibilités d'application dans la pratique culturale. *Annales de Phytopathologie*, **8** : 249-256.
- Giffard, P.L. (1974). L'arbre dans le paysage sénégalais. Sylviculture en zone tropicale sèche. CTFT, Dakar, 431 p.
- Graham, P.H. & Halliday, J. (1977). Inoculation and nitrogen fixation in the genus *Phaseolus*. In : *Exploiting the legume-Rhizobium symbiosis in tropical agriculture*, J.M. Vincent, A.S. Whitney and J. Bose (Eds.). *Univ. Hawaii Coll. Trop. Agric. Mis. Publ.* **145** .
- Grandison, G.S. & Cooper, K.M. (1986). Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizae and cultivars of alfalfa susceptible and resistant to *M. hapla*. *J. Nematol.*, **18** : 141-154.

- Guinko, S. (1985). Contribution à l'étude de la végétation et de la faune du Burkina-Foso. Les reliques boisées ou bois sacrés. *Revue Bois et Forêts des tropiques*, **208** : 29-36.
- Guiran, de G. (1960). Coloration des nématodes dans les tissus végétaux par le bleu coton à froid. *Nematologica*, **12** : 646.
- Guiran, de G. & Netscher, C. (1970). Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites de cultures tropicales. *Cah. ORTOM sér. Biol.*, **11** : 151-185.
- Guiran, de G. & Ritter, M. (1979). Life cycle of *Meloidogyne* species and factors influencing their development. , *In* : *Root-knot nematodes (Meloidogyne species). Systematics, Biology and Control*, p 170-191. New York, Academic Press.
- Gwaze, D.P. (1989). Growth and survival of Australian tree species in field trial in Zimbabwe. *In* : *Trees for the Tropics : Growing Multipurpose and Shrubs in developing countries*, p 129 Boland, D.J. (ed.). ACIER Monograh n°10.
- Hagquist, C.W. (1974). Preparation and care of microscope slides, *Am. Biol. Teacher.*, **36** : 414-417.
- Hassed, A., Kham, A.M. & Saxena, S.K. (1981). Some new host records of the root-knot nematode, *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. *Curr. Sci.*, **50** : 1079.
- Högberg, P. (1982). Mycorrhizal associations in some woodlands and forest trees and shrubs in Tanzania. *New Phytologist*, **92** : 407-415.
- Högberg, P. & Nylund, J.E. (1981). Ectomycorrhizae in coastal miombo woodland of Tanzania. *Plant and Soil*, **63** : 283-289.
- Hooper, D.J. (1969). Extraction and handling of plant and soil nematodes, *In* : *Nematodes of tropical crops*, 20-36p. Agricultural Peachey, J.E.(ED.). London. England. Commonwealth agricultural Bureau.
- Hooper, D.J. (1970). Handling, fixing, staining and mounting nematodes. *In*: *Laboratory methods for work with plant and soil nematodes* p.59-80 Southey J.F. (ED.). Ministry of Agriculture, Fisheries and food, Technical Bulletin 2. London, Her Majesty's Stationery Office.
- Hung, C.L. & Rohde, R.A. (1973). Phenol accumulation related to resistance in tomato to infection by root-knot and lesion nematodes. *J. Nematol.*, **5** : 253-258.
- Hussey, H.S. (1985). Host parasite relationships and associated physiological changes. *In* : Edited by Sasser, J.N. and Carter, C.C., I.M.P., *An Advanced Treatise on Meloidogyne. Volume 1 : Biology and control*, 143-153.
- Ingham, R.E. (1988). Interactions between Nematodes and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **24** : 169-182.
- Janse, J.M. (1896). Les endophytes radicaux de quelques plantes Javanaises. *Annales de Jardin Botanique Buitenzorg*, **14** : 53-212.

- Jepson, B.S. (1978). Identification of Root-Knot Nematode (*Meloidogyne* species). Wallingfort, U. K, CAB International , 265 p.
- Joly, H. (1992). The genetics of *Acacia albida* (syn. *Faidherbia albida*). P. 53-61. in : *Faidherbia albida* in the West African Semi-Arid Tropics : Proceedings of a Workshop, 22-26 Apr 1991. Niamey, Niger.
- Jordan, D.C. (1987). Taxonomy of the *Rhizobiaceae* : an overview, In : "11ème comptes-rendues du congrès Nord-Américain sur *Rhizobium*". Québec Université Laval.
- Karschon, R. (1961). *Acacia albida* Del. in Israël and the near East. *La-Yaaran*, **11** : 4-7.
- Khan, W.M. & Hosseini-Nejad, S.A. (1991). Interaction of *Meloidogyne javanica* and *Fusarium oxysporum* F. sp. *ciceris* on some chickpea cultivars. *Nematol. medit.*, **19** : 61-63.
- Kirkpatrick, J. D., Mai, W. F., Fisher, E.G. & Parker, K. G. (1959). Relation of nematode populations to nutrition of sour cherries stock. *Phytopathology*, **49** : 543.
- Kormanick, P.P. & Mc Graw, A.C. (1982). Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. In: *The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, Methods and principles of mycorrhizal research*, 37-45. (Eds : N.C. Schenck).
- Lepage, M.C. (1980). Aperçu sur les fourrages ligneux des îles du Cap-Vert. Colloque sur les fourrages ligneux en Afrique, Addis-Abeba, 8-12 Avril 1980.
- Le Tacon, F., Duponnois, R., Fraga-Beddiar, A. & Diagne, O. (1991). Interactions among Rhizospheric Microorganisms, V.A. Mycorrhizal Fungi, and Symbiotic Nitrogen-Fixing Bacteria . 169-180 p. Research on Multipurpose Tree species in Asia. Proceedings of an International Workshop held November 19-23, 1990 in Los Banos, Philippines,
- Linderman, R.G. (1988). Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora : The mycorrhizosphere effect. *Phytopathology*, **78** : 366-370.
- Linford, M.D. (1941). Parasitism of the root-knot nematode in root tissue and nutrient solution. *Phytopathology*, **27** : 824-835.
- Luc, M. (1962). Les nématodes en cultures tropicales. In : *Les nématodes* Féd. nat. Group. Prot. Cult., Paris. 72-82 p.
- Luc, M. & Reversat, G. (1985). Possibilités et limites des solutions génétiques aux affections provoquées par les nématodes sur les cultures tropicales. *C.R. Acad. Agr. de Fr.*, **7** : 781-791.
- Luc, M., Sikora, R.A. & Brigde, J. (1990). Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. Wallingford, UK CAB. International. 629 p.
- Martin, G.C. (1961). Root-knot nematodes infecting black wattle (*Acacia mearnsii* de Wild) in the Eastern Highlands of Southern Rhodesia. *Rhodesia Agr. J.*, **58** : 374-375.
- Mateille, T. (1994). Comparative host tissue reactions of *Musa acuminata* (AAA group) cvs Poyo and Gros Michel roots to three banana-parasitic nematodes. *Ann. appl. Biol.*, **124** : 65-73.

- McIlroy, R.J. (1962). Grassland improvement and utilization in Nigeria. *Outlook on Agriculture*, **3** : 174-179.
- Mikola, P. (1973). Application of mycorrhizal symbiosis in forestry practice. In: *Ectomycorrhizae, their Ecology and physiology*, p 383-411. Marks & T.T. Kozlowski Eds. G.C. Academic Press, London.
- Mikola, P. (1980). Tropical Mycorrhiza Research. New York Clarendon Press.
- Montagne, P. (1988). Foresterie rurale au Sénégal. Le projet d'aménagement et de reboisement des forêts du Centre-Est-P.A.R.E. *Bois et Forêts des tropiques*, **215** : 5-26.
- Mosse, B. (1973). Advances in the study of Vascular-arbuscular mycorrhizal. *Annual Review of Phytopathology*, **11** : 171-196.
- Mugasha, A.G. & Shoo, M.E. (1980). *Acacia albida* Del. A potential resource in Tanzania. Tanzania Sylviculture Technical note n°47, p12.
- Netscher, C. (1970). Les nématodes parasites des cultures maraîchères au Sénégal. *Cah. ORSTOM sér. Biol.*, **11** : 209-229.
- Netscher, C. (1974). L'arachide et le contrôle biologique des nématodes *Meloidogyne* spp. dans les cultures maraîchères du Sénégal, p 1332-1339. Extrait du procès-verbal de la séance du 18 décembre 1974. *Académie d'Agriculture de France*.
- Netscher, C. (1975). Studies on the resistance of groundnut to *Meloidogyne* sp. in Senegal. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, **10** : 227-232.
- Netscher, C. & Sikora, R.A. (1990). Nematode Parasites of vegetables. In : *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*, p 237-283 Willingfort, U.K. CAB International.
- Newbery, D.M., Alexander, I.J., Thomas, D.W. & Gartlan, J.S. (1988). Ectomycorrhizal rain-forest legumes and soil phosphorus in Korup National Park, Cameroon. *New Phytologist*, **109** : 433-455.
- Nutman, P.S. (1963). Factors influencing the balance of mutual advantage in legume symbiosis. *Symp. Soc. gen. Microbiol.*, **13** : 51-71.
- Oteifa, B.A. (1953). Development of the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, as affected by potassium nutrition of the host. *Phytopathology*, **43** : 171-174.
- Palgave, K.C. (1981). *Trees of Southern Africa*. Cape town. C Struik Publ.
- Palmer, E. & Pitman, N. (1972). *Soils of Southern Africa*. Cape Town, A.A. Balkema, 741-743 p.
- Peacock, F.C. (1957). Studies on root-knot nematodes of the genus *Meloidogyne* in the Gold Coast. Part I. *Nematologica*, **2** : 76-84.
- Pedley, L. (1981). Classification of acacias. *International Group for study of Mimosoideae. Toulouse*, **9** : 42-48.

- Pedley, L. (1986). Australian acacias. Taxonomy and phytogeography. *In* : *Australian acacias in developing countries* p 11-16. Eds. Tunbull, J. W. ACIER. . N° 16.
- Prot, J.C. (1975). Recherche concernant le déplacement des juvéniles de *Meloidogyne* spp. vers les racines. *Cah. ORSTOM Sér. Biol.*, **10** : 251-262.
- Prot, J.C. (1984). Introduction to Plant Parasitic Nematodes: Nematodes Parasites of Vegetable crops. Dakar, USAID. 28 p.
- Prot, J.C. (1986). Sensibilité de sept légumineuses arborescentes aux nématodes *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne incognita*, *Scutellonema cavenessi* et *Dolichorhynchus elegans*. *Revue Nématol.*, **9** : 416-418.
- Rambelli, A. (1971). Preliminary mycological studies on the forest and savanna soils of the Ivory Coast. *Review of the British Mycological Society*, **8** : 219-226.
- Raski, D.J. & Allen, M.W. (1952). Control of root-knot nematode on cotton. *Pl. Dis. Repr.*, **37** : 193-196.
- Rayan, P.A. & Bell, R.E. (1989). Growth, coppicing and flowering of Australian tree species in trials in south-eastern Queensland, Australia. *In* : *Trees for the Tropics : growing Australian multipurpose trees and shrubs in developing countries*, p 49-68 Boland, D.J. (ed). . ACIER Monograph. N°10.
- Redhead, J.F.(1968), Mycorrhizal associations in some Nigerian forest trees. *Transactions of the British Mycological Society*, **51** : 377-387.
- Redhead, J.F. (1982). Ectomycorrhizae in the tropics. *In* : *Microbiology of tropical soils and Plant Productivity*, p 253-269. Dommergues, Y.R. et Diem H.G. eds. Martinus Nijhoff. The Hague .
- Rhode, R.A. & Mc Clure, M.A. (1975). Autoradiography of developing syncytia in cotton roots infected with *Meloidogyne incognita*. *J. Nematol*, **7**, 64-69 .
- Riess, S. & Rambelli, A. (1980). Preliminary notes on mycorrhizae in a natural tropical rain forest. *In* : *Tropical mycorrhiza Research*, p 141-145 (ED. by P. Mikola), Clarendon Press, Oxford. .
- Riffle, J.W., (1973). Histopathology of *Pinus ponderosa* ectomycorrhizae infected with a *Meloidogyne* species. *Phytopathology*, **63** : 1034- 1040.
- Riggs, R.D. & Winstead, N.N. (1959). Studies on resistance in tomato to root-knot nematodes and the occurrence of pathogenic biotypes. *Phytopathology*, **49** : 716-724.
- Robinson, M.P., Atkinson, H.J. & Perry, R.N. (1988), The association and partial characterization of a fluorescent hypersensitive response of potato roots to the potato cyst nematodes, *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. *Revue Nématol.*, **11** : 99-107.
- Roncadori, R.W. & Hussey, R.S., (1977). Interactions of endomycorrhizal fungus, *Gigaspora margarita*, and root-knot nematodes on cotton. *Phytopathology*, **67** : 1507-1511.
- Ross, J.H. (1966). *Acacia albida* Del. in Africa. *Boletim Sociedade Broteriana*, **2** : 187-205.

- Saka, V.W. (1991). Plant parasitic nematodes associated with trees and their implication to forestry. *In* : *Agroforestry research in the Miombo ecological zone of southern Africa : Summary proceedings of an international workshop*. Nairobi, p 88. Maghembe, A., Prins, H. and Brett, D. ed. : ICRAF, .
- Salawu, E.O. (1990). Susceptibility and growth response of sugacane selected cultivars to infection by *M. incognita*. *Nematologia Mediterranea*, **18** : 63-64.
- Sarr, E. & Prot, J.C. (1985). Pénétration et développement des juvéniles d'une souche de *Meloidogyne javanica* et d'une race B de *Meloidogyne incognita* dans les racines du fonio (*Digitaria exilis* Stapf). *Revue Nématol.*, **8** : 59-65.
- Sasanelli, N. & Pierangeli, D. (1994). Response of selected forest trees to *Meloidogyne incognita* infections. *Nematol. Medit.*, **22** : 83-85.
- Sasser, J.N. (1979). Economic importance of *Meloidogyne* in tropical countries. *In* : *Root-knot nematodes (Meloidogyne species); Systematics, Biology and Control*, p 359-374. Edited by Lamberti, F. and Taylor, C.E. Academic Press.
- Sasser, J.N. (1980). Root-Knot nematode : A global menace to crop production. *Plant Disease*, **64** : 36-4.
- Sasser, J.N. & Freckman D.W. (1987). World perspective on nematology : the role of the society. *In* : . *Vistas on nematology : a commemoration of twenty-fifth anniversary of the society of nematologists*, p 7-14. J.A. Veech and D.W. Dickson, eds. Society of Nematologists, Inc. Hyattsville ; M.D
- Schenck, N.C., Kinloch, R.A. & Dickson, D.W., (1975). Interactions of endomycorrhizal fungi and root-knot nematode on soybean. *In* : *Endomycorrhizas. 5. Proceedings of Symposium held at the University of Leeds, England*, p 605-617.
- F.E. Sanders, B. Mosse and P.B. Tinker (Editors), Academic Press, New York, Scitler, W.R. & Fassuliotis, G. (1965). Potato losses in South Carolina due to the cotton root-knot nematode, *Meloidogyne incognita acrita*. *Pl. Dis. Repr.*, **49** : 723.
- Seinhorst, J.W. (1950). De betekenis van de toestand van de grond voor het optreden van aantasting door het stengelaaltje (*Ditylenchus dispaci* (Khahn) Filipjev). *Tijdschr. Plziekt*, **56** : 289-389.
- Seinhorst, J.W. (1962). Modification of the elutriation method for extracting nematodes from soil. *Nematologica*, **8** : 117-128.
- Seinhorst, J.W. (1965). The relation between nematode density and damage to plants. *Nematologica*, **11** : 137-154.
- Seinhorst, J.W. (1968). A model of the relation between nematode density and yield of attacked plants including growth stimulation at low densities . *Comptes Rendus du Huitième Symposium international de Nématologie*, Antibes, 83 p.
- Senghor, K. (1994). Etude des interactions entre *Meloidogyne javanica* et certains symbiotes bactériens ou fongiques sur différentes espèces d'*Acacia*. Mémoire D.E.A. Fac. Sci. UCAD de Dakar, 33 p.

- Siddiqi, M.R. (1986). Tylenchida. Parasites of Plants and Insects. Farnham Royal, U.K, Commonwealth Agriculture Bureau : 645p
- Sikora, R.A. (1978). Effect of the endotrophic mycorrhizal fungus, *Glomus mosseae*, on the host-parasite relationship of *Meloidogyne incognita* in tomato. *J. of Plant Disease and Protection*, **85** : 197-202.
- Singh, D.B. & Reddy, P.P. (1981). Influence of *Meloidogyne incognita* infestation on *Rhizobium* nodule formation in french bean *Nematologia Mediterranea*, **9** : 1-5.
- Singh, S.G. & Khumar, A. (1966). Field survey of mycorrhiza in *Eucalyptus* and pines. *Indian Forest*. **92** : 517-520.
- Smith, C.A. (1962). Tropical grass/legume pastures in Northern Rhodesia. *J. agric. Sci.*, **59** : 111-118.
- Stirling, G.R. (1976). Susceptibility of some Australian native plants to root-knot nematode. *Agricultural Record*, **3** : 23.
- Taylor, A.L. (1979). *Meloidogyne* interrelationships with microorganisms. In : *Root-knot nematodes (Meloidogyne species) Systematics, Biology, and control*, p 375-398. (Eds) Acad. Press. Lamberti and Taylor.
- Thapar, H.S., Singh, B. & Bakshi, B.K. (1967). Mycorrhizae in *Eucalyptus*. *Indian Forest*, **93** : 756-759.
- Thoen, D. & Ba, A.M. (1989). Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Azelia africana* Sm. and *Uapaca guineensis* Müll. Arg. in southern Senegal. In : Thèse de 3è Cycle de Physiologie et Biologie des Organes et des Populations. 193 p.
- Trabulsi, I.Y.; Ali, M.A. & ABC-Elsamea, M.E. (1980). Response of soybean cultivars to infection by *Meloidogyne incognita* and *Rhizobium japonicum* alone and in combination. *Nematologia Mediterranea*, **8** : 171-175.
- Triantaphyllou, A.C. & Hirschmann, H. (1960). Post-infection development of *Meloidogyne incognita* Chitwood, 1949 (Nematoda: Heteroderidae). *Ann. Inst. Phytopath. Benaki., N.S.*, **3** : 1-11.
- Tyler, J. (1933). Development of the root-knot nematode as affected by temperature. *Hilgardia*, **7** : 391-415.
- Vassal, J. (1972). Apport des recherches ontogéniques et séminologiques à l'étude morphologique, taxonomique et phylogénique du genre *Albida*. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de Toulouse*, **108** : 125-247.
- Vassal, J. (1981). Tribe 4. *Acacieae*, Benth. (1842). In : *Advances in Legume systematics*, 169-171. Polhill, R.M. et Raven, P.H. ACIER Monograph.
- Vincent, J.M. (1965). Environmental factors in the fixation of nitrogen by the legume. In : *Soil nitrogen. Madison, Wis., American Society of Agronomy*. W.V. Bartholomew and F.E. Clark (eds.).
- Vincent, J.M. (1970). *A manual for the practical Study of the Root Nodule Bacteria*. IBP Handbook n° 15. Oxford Blackwell. 164 p.

- Vincent, P. (1977). *Atlas d'anatomie végétale*. Presses de l'imprimerie Déchaux, à Aulnay-sous-Bois, France, 31 p.
- Vozzo, J.A. & Hackskaylo, E. (1971). Inoculation of *Pinus caribaea* with ectomycorrhizal fungi in Puerto Rico. *Forest Science*, **17** : 239-245.
- Wallace, H.R. (1960). Movement of eelworms. VI. The influence of soil type, moisture gradients and host plant roots on the migration of the potato-root eelworm *Heterodera rostochiensis* Wollenweber. *Ann. appl. Biol.*, **48** : 107-120.
- Wallace, H.R. (1963). *The Biology Parasitic Nematodes*. London of Plant , Edward Arnold, 280 p.
- Wallace, H.R. (1969). The influence of nematode numbers and soil particle size, nutrients and temperature on the reproduction of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica*, **15** : 55-64.
- Wallace, H.R. (1970). Some factors influencing nematode reproduction and the growth of tomatoes infected with *Meloidogyne javanica*. *Nematologica*, **16** : 387-397.
- Wallace, H. R. (1971). The influence of the density of nematode populations on plants. *Nematologica*, **17** : 154-166.
- Wallace, H.R. (1973). *Nematode Ecology and Plant Disease*. London, Edward Arnold, 280 p.
- Wasilewska, L. (1971). Nematodes of the dunes in the Kampinos forest. II. Community structure and respiratory metabolism. *Ekologia Polska*, **19** : 651-688.
- Watson, G. A. (1963). Cover plants in Malayan rubber plantations. *World Crops*, **15** : 48-52.
- Wickens, G.E. (1969). A study of *Acacia albida* Del. (Mimosoideae). *Kew Bull.*, **23** : 181-202.
- Wickens, G.E (1980). Autres utilisations des essences ligneuses. Colloque sur les fourrages ligneux en Afrique, Addis-Abeba, 8-12 Avril 1980.
- Zeck, W.M. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infections. *Pflanzen-Nachricht. Bayer Ag.*, **24** : 141-144.
- Zuckerman, B.M., Mai, W.F. & Rhode, R.A. (1971). *Plant Parasitic Nematodes*. Volume I. New-York, Academic Press. 345 p.

# ANNEXES

## **Annexe 1. Composition du milieu YM (Yeast Mannitol)**

|  |                  |
|--|------------------|
| Mannitol   | 10 g             |
| K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>                            | 0,5 g            |
| Glutamate de sodium  | 0,5 g            |
| NaCl (1 m de solution à 50 mg/ml)                          | 0,05 g           |
| Solution T (MgSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O, 10 g/l) | 10 ml            |
| Solution U (CaCl <sub>2</sub> , 40 g/l)                    | 1 ml             |
| Solution V FeCl <sub>3</sub> , 4 g/l)                      | 1 ml             |
| Extrait de levure  | 1 g              |
| H <sub>2</sub> O   | quelques 1000 ml |

Ajuster le pH à 6,8 et stériliser 20 minutes à 121°C

## **Annexe 2. Solution lactophénol (Franklin & Goodey, 1949)**

|                     |         |
|---------------------|---------|
| - Phénol (cristaux) | 500 ml  |
| - Acide lactique    | 500 ml  |
| - Glycérol          | 1000 ml |
| - Eau distillée     | 500 ml  |

## **Annexe 3. Solution lactophénol fuchsine acide**

|                  |        |
|------------------|--------|
| - Glycérol       | 500 ml |
| - Acide lactique | 500 ml |
| - Eau distillée  | 500 ml |
| - Fuchsine acide | 0,05 % |

## **Annexe 4. Formaldéhyde acide acétique (FAA) (Hooper, 1970)**

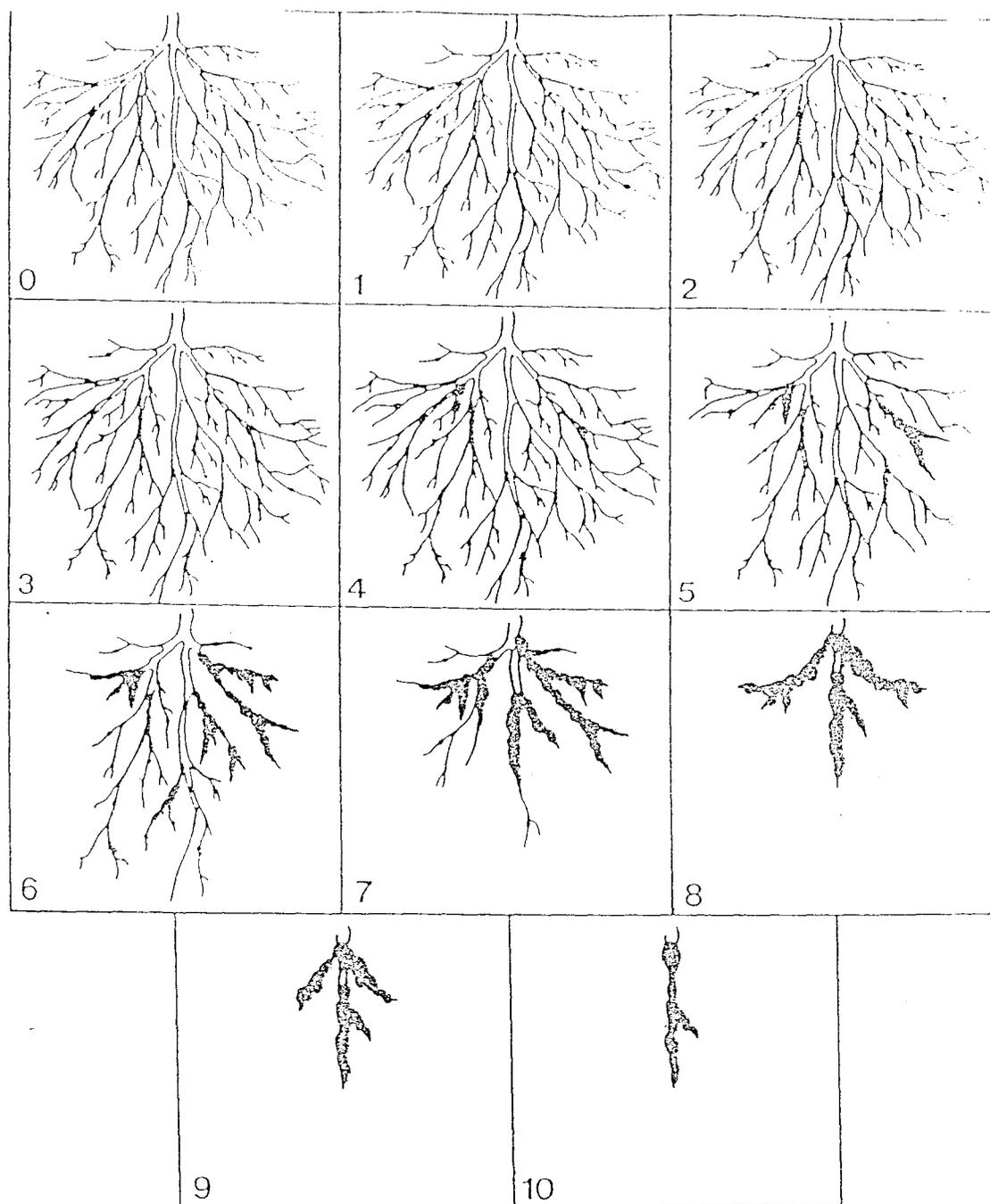
|                                |       |
|--------------------------------|-------|
| - Ethanol 70 %                 | 90 ml |
| - Acide acétique (crist)       | 5 ml  |
| - formaldéhyde                 | 5ml   |
| ou : - Ethanol 95 %            | 20 ml |
| - Formalin (formaldéhyde) 40 % | 6 ml  |
| - Acide acétique (glacial)     | 1 ml  |
| - Eau distillée                | 90 ml |

**Annexe 5. Nombre moyen de juvéniles de *Meloidogyne mayaguensis* pénétrés et développés en mâles ou femelles adultes dans les racines des 3 espèces d'*Acacia*.**

| PENETRATION         |       |            |            |           |
|---------------------|-------|------------|------------|-----------|
| Espèces végétales   | Semis | Cotylédons | J.feuilles | Phyllodes |
| <i>A. albida</i>    | 6     | 4          | 0          |           |
| <i>A. seyal</i>     | 119   | 18         | 8          |           |
| <i>Aholosericea</i> | 71    | 149        | 23         | 25        |

| DEVELOPPEMENT         |       |    |            |    |            |    |           |    |
|-----------------------|-------|----|------------|----|------------|----|-----------|----|
| Espèces végétales     | Semis |    | Cotylédons |    | J.feuilles |    | Phyllodes |    |
|                       | M     | F  | M          | F  | M          | F  | M         | F  |
| <i>A. albida</i>      | 0     | 1  | 0          | 0  | 0          | 0  |           |    |
| <i>A. seyal</i>       | 0     | 31 | 0          | 23 | 0          | 2  |           |    |
| <i>A. holosericea</i> | 0     | 5  | 5          | 32 | 0          | 27 | 2         | 19 |

## Annexe 6. Echelle des indices de galle (Zeck, 1971).



- 0 = Système racinaire sain
- 1 = Très peu de petites galles
- 2 = Petites galles comme en "1" mais beaucoup plus nombreuses
- 3 = Nombreuses petites galles
- 4 = Nombreuses petites galles, avec quelques grosses galles
- 5 = 25 % du système racinaire avec galles et non fonctionnel
- 6 = 50 % du système racinaire avec galles et non fonctionnel
- 7 = 75 % du système racinaire avec galles et perte de productivité
- 8 = Pas de racines saines mais système foliaire sain
- 9 = Système racinaire complètement recouvert de galles, pourrissement des racines et mort du plant
- 10 = Plante et racines entièrement détruites

## Annexe 7. Liste des plantes citées dans ce travail

D'après le Code International de Botanique Systématique, le nom des taxons spécifiques et infras spécifiques doit être suivi de son (ses) nom (s) d'auteur (s). Cette règle est facultative pour les taxons supras spécifiques (genre, famille, ordre, classe, embranchement et leurs subdivisions).

Afin de ne pas alourdir la rédaction de notre mémoire en respectant cette règle, nous donnons en annexe n°7, les noms des taxons végétaux suivis de leur (s) nom (s) d'auteur (s).

*Acacia albida* Del.  
*Acacia holosericea* A. Cunn. ex G. Don  
*Acacia laeta* R. Br.  
*Acacia magium* Willd.  
*Acacia nilotica* (L.) Willd. ex Del.  
*Acacia raddiana*  
*Acacia senegal* (L.) Willd.  
*Acacia seyal* Del.  
*Acacia tortilis* (Forsk.) Hayne  
*Azelia africana* Sm.  
*Azelia bella*  
*Alnus* Mill.  
*Anisoptera laevis*  
*Cajanus cajan* (L.) Millsp.  
*Campananesia coerulea*  
*Casuarina* Adans.  
*Casuarina equisetifolia* Forst.  
*Catalpa australis*  
*Catalpa bignonioides* Walt.  
*Centrosema pubescens* Benth.  
*Chamaecrista* Moench  
*Dicotyledones* Juss.  
*Eucalyptus* L' Hérít.  
*Faidherbia albida* (Del.) A. Chev.  
*Ficus thoningii* Blume  
*Heterophyllum* Boj. ex Hook.  
*Leucaena* Benth.  
*Lycopersicon esculentum* Mill.  
*Parasponia* Miq.  
*Pisolithus tinctorius*  
*Quercus spicata* SM.  
*Racasperma*  
*Scleroderma verrucosum*  
*Senegalia* Rafin  
*Sesbania* Scop.  
*Stizolobium* P. Br  
*Stylosanthes gracilis* H. B.  
*Stylosanthes* Sw.  
*Tapinanthus dodoneifolius* (DC.) Danzer  
*Uapaca togoensis* Pax

## Annexe 8. Liste des nématodes cités dans ce travail

*Anguina* Scopoli, 1777  
*Aphelenchoides* Fisher, 1894  
*Ditylenchus* Filipjev, 1936  
*Globodera pallida* (Stone, 1973) Behrens, 1975  
*Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) Behrens, 1975  
*Heterodera* A. Schmidt, 1871  
*Hirschmanniella* Luc & Goodey, 1964  
*Hoplolaimus* von Daday, 1905  
*Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949  
*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949  
*Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949  
*Meloidogyne mayaguensis* Rammah, 1989  
*Pratylenchus* Filipjev, 1936  
*Radopholus* Thorne, 1949  
*Scutellonema* Andrassay, 1958  
*Tylenchorhynchus* Cobb, 1913  
*Tylenchulus* Cobb, 1913  
*Xiphinema* Cobb, 1913