

Université Cheikh Anta Diop de Dakar

Faculté des Sciences et Techniques



MÉMOIRE DE D.E.A. DE BIOLOGIE ANIMALE

Présenté par

Koumbobr Roch DABIRÉ

**Incidences du sol sur la relation antagoniste entre les
nématodes du genre *Meloidogyne* et l'actinomycète
Pasteuria penetrans.**

soutenu le 10 Juillet 1995 devant la commission d'examen :

Président : Professeur **Jean TROUILLET**

Membres : MM. **Robin DUPONNOIS**
Thierry MATEILLE
Danamou MOUNPORT
Saliou N'DIAYE
Bhen Sikina TOGUEBAYE

A mes parents,
qui se sont toujours souciés de mon avenir.

A mon frère Izaol Sylvain DABIRÉ,
qui a consenti beaucoup de sacrifices pour mes études.

A mon cousin et ami Mathieu HIEN,
qui m'a toujours soutenu dans mes études.

Science sans conscience n'est que ruine de l'âme
(Rabelais)

SOMMAIRE

PRÉSENTATION

Pages
6

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Introduction	7
2. Les nématodes phytoparasites du genre <i>Meloidogyne</i> et référence particulière aux espèces présentes au Sénégal	7
a) systématique	7
b) morphologie	11
c) physio-anatomie	13
d) cycle de développement	15
3. Influence des facteurs environnementaux sur <i>Meloidogyne</i> spp.	15
a) relations avec la plante	15
b) relations avec le sol	17
4. Techniques de lutte contre <i>Meloidogyne</i> spp.	20
a) La lutte chimique	21
b) La lutte physique	21
c) La lutte culturale	22
d) La lutte biologique	22
5. <i>Pasteuria penetrans</i> , actinomycète parasitoïde de <i>Meloidogyne</i> spp.	24
a) caractères généraux	24
b) cycle de développement	24
c) relations avec <i>Meloidogyne</i> spp.	27
d) relations avec la plante	27
e) relations avec le sol	28
6. Présentation des travaux	28

MATÉRIELS ET MÉTHODES

A. MÉTHODES GÉNÉRALES	30
1. Extraction des nématodes du sol	30
a) par élutriation	30
b) par tamisage	30
2. Extraction des nématodes des racines	30
3. Comptage des nématodes	33
4. Analyse des populations de <i>Pasteuria penetrans</i>	33
a) détection de <i>P. penetrans</i> dans le sol	33
b) extraction des spores à partir des femelles de <i>Meloidogyne</i> spp.	33
B. PROTOCOLES EXPÉRIMENTAUX	33
1. Origine et caractéristiques physico-chimiques des sols étudiés	33
2. Évaluation de la porosité des sols	34
a) Capacité de rétention	34
b) Vitesse de percolation	35
3. Transport des juvéniles de <i>M. javanica</i> par l'eau	35
a) par goutte à goutte	35
b) par gravitation	35
c) par trempage	35
4. Transport des juvéniles de <i>M. javanica</i> dans le sol sous culture	37
5. Transport passif des spores de <i>P. penetrans</i> par l'eau	37
6. Influence des solutions de sol sur la fixation des spores de <i>P. penetrans</i> sur les juvéniles de <i>M. javanica</i>	37
7. Répartition géographique de <i>M. javanica</i> et de <i>P. penetrans</i>	37
8. Analyses statistiques	38

RÉSULTATS

1. Évaluation de la porosité des sols	39
a) Capacité de rétention	39

b) Vitesse de percolation	39
2. Transport des juvéniles de <i>Meloidogyne javanica</i> par l'eau	41
a) dans un sol nu	41
b) dans un sol cultivé	43
3. Transport des spores de <i>Pasteuria penetrans</i> par l'eau	47
4. Effets de la solution de sol sur l'attachement des spores sur les juvéniles de <i>M. Javanica</i>	47
5. Effets du sol sur la distribution géographique du couple <i>M. javanica</i> - <i>P. penetrans</i>	49
DISCUSSION	54
1. Comportement hydrique des sols	54
2. Déplacement des juvéniles de <i>Meloidogyne javanica</i>	54
3. Déplacement passif des spores de <i>Pasteuria penetrans</i>	55
4. Influence de la fraction chimique du sol sur l'attachement des spores	56
5. Variation spatiale du couple <i>Meloidogyne javanica</i> - <i>Pasteuria penetrans</i>	56
CONCLUSION	57
PERSPECTIVES D'ÉTUDE	58
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	59

PRÉSENTATION

Dès 1973, les études menées par les nématologistes de l'ORSTOM sur la biologie et la physiologie des nématodes, et sur les relations hôtes-parasites ont permis le développement de méthodes de lutte culturale ou génétique. Ce n'est que vers 1978 qu'ont débuté les travaux sur la lutte chimique. Ils ont essentiellement concerné les cultures maraîchères et l'arachide et ont consisté en l'étude de l'efficacité de molécules de synthèse ou de substances naturelles.

Mais ces travaux ont été abandonnés en 1985 pour plusieurs raisons :

- interdictions des nématicides bromés dans la plupart des pays du monde (USA et Europe) suite à la pollution de l'environnement.
- souci de protection de l'homme (fabricant, utilisateur, consommateur).
- coût élevé incompatible avec le concept d'agriculture durable à faibles apports d'intrants.
- évolution de la problématique de recherche en nématologie qui, de l'analyse verticale et binomiale des relations plantes-parasites s'étend à l'ingénierie biologique des pathosystèmes.

Cette prise de conscience a orienté les recherches vers de nouveaux objectifs : connaissance du potentiel biologique des sols, préservation de leur diversité biologique et maintien ou rétablissement des équilibres non pathogènes des peuplements de nématodes. C'est dans ce cadre, qu'en 1992, l'ORSTOM a créé un programme sur les relations antagonistes au sein de la biocénose tellurique dont la finalité est la lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. Le modèle nématologique choisi est *Meloidogyne* spp., parasite majeur des cultures maraîchères. Ce programme, intitulé "Nématodes & Organismes Antagonistes" (NOA) est implanté au Sénégal où il est développé en collaboration avec diverses institutions nationales de recherche et de développement (UCAD, ISRA, ENSA, DPV, ENSUT) au sein du Groupement d'Intérêt Scientifique "Lutte Intégrée et Nématologie" (GIS LINNÉ). Parmi ses objectifs figure l'amélioration de l'efficacité "nématocide" de micro-organismes indigènes parasites (actinomycète *Pasteuria penetrans*), prédateurs (champignons nématophages du genre *Arthrobotrys*) ou agissant par des mécanismes d'antibiose (mycorhizes).

L'objectif de l'opération de recherche développée sur l'actinomycète *Pasteuria penetrans* est d'optimiser la relation parasitaire avec son hôte *Meloidogyne* à travers l'étude des trois niveaux de dépendance de l'organisme : le nématode, la plante hôte et le sol. Notre étude, intitulée **Lutte biologique contre les nématodes phytoparasites du genre *Meloidogyne* à l'aide de l'actinomycète parasitoïde *Pasteuria penetrans* : incidences du sol sur la relation antagoniste**, s'inscrit dans le cadre de ces recherches.

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

1. INTRODUCTION

Les nématodes phytoparasites sont, sur le plan agronomique, d'une importance économique considérable. Les nématodes du genre *Meloidogyne* sont particulièrement dangereux sur les cultures maraîchères (Netscher, 1970). Différentes méthodes de lutte ont été mises au point : la lutte chimique (la plus efficace), la friche, les rotations de cultures, l'utilisation des cultivars résistants. Mais toutes ne répondent pas aux contraintes économiques et environnementales. Ainsi, il est reconnu que les nématicides de synthèse, appliqués de manière intensive, sont phytotoxiques et sont source de pollution. Stirling (1991) a souligné qu'ils pouvaient même provoquer des mutations du spermatozoïde chez l'homme qui les emploie assez fréquemment. Pour résoudre ces divers problèmes, des méthodes de lutte biologique ont été explorées. Elles sont basées sur l'utilisation d'"ennemis naturels" des nématodes phytoparasites comme les champignons nématophages et les bactéries parasites (Mankau, 1980). Parmi les bactéries, *Pasteuria* spp., assimilé depuis peu à un actinomycète (Sayre & Wergin, 1977), fait l'objet de nombreuses études.

Le sol est le milieu de développement des nématodes phytoparasites et des micro-organismes hyper-parasites ou hyper-prédateurs. C'est dans le sol que se passe la fixation des spores de *Pasteuria penetrans* sur les juvéniles de second stade de *Meloidogyne*. Il va s'en dire que les différentes propriétés du sol ont certainement une influence sur cette relation parasitaire, d'où la nécessité d'étudier l'écologie de *Pasteuria*.

2. LES NÉMATODES PHYTOPARASITES DU GENRE *MELOIDOGYNE* ET RÉFÉRENCE PARTICULIÈRE AUX ESPÈCES PRÉSENTES AU SÉNÉGAL

Décrits par Goeldi en 1892, les nématodes du genre *Meloidogyne* sont très connus aussi bien des scientifiques que des agriculteurs. Ils sont ubiquistes et polyphages (de Guiran & Netscher, 1970).

a) Systématique

Vu l'intérêt accordé à ce genre, la systématique de *Meloidogyne* a été plusieurs fois revue. Nous proposons ici la classification de Siddiqi (1986) :

- Phylum : Nematoda Rudolphi, 1808 (Lankester, 1877)
- Classe : Secernentea von Listow, 1863
synonyme de Phasmodia Chitwood & Chitwood, 1933
Secernentia Andrassy, 1976
- Sous classe : Tylenchia Inglis, 1983

Ordre : Tylenchida
 Sous ordre : Tylenchina Chitwood & Chitwood, 1950
 Super famille : Hoplolaimoidea Filipjev, 1934 (Paramonov, 1967)
 Famille : Meloidogynidae Skarbilovich, 1959 (Wout, 1979)
 Sous famille : Meloidogynae Goeldi, 1892
 synonyme de Meloidogynini Skarbilovich (Coomans, 1979)
 Meloidoderellinae Husain, 1979
 Meloidoderellini Husain (Coomans, 1979)
 Genre - type : *Meloidogyne* Goeldi, 1892
 Autre genre : *Hypsoperine* Sledge & Golden, 1964

Dans la famille des Meloidogynidae, le genre *Meloidogyne* est de loin le genre le plus important et le plus connu (Siddiqi, 1986). Ce genre regroupe une cinquantaine d'espèces adaptées à toutes les régions et à tous les climats (Sasser & Carter, 1985). Soulignons cependant qu'il existe principalement trois espèces tropicales et subtropicales : *M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria* (Netscher, 1970; Prot, 1984).

Plusieurs méthodes sont utilisées pour la détermination des espèces. Celle basée sur la morphologie est la plus couramment utilisée. Elle prend en compte, entre autres, le caractère "figure périnéale" de la femelle, véritable empreinte digitale constituée par les ornements vulvaires (de Guiran & Netscher, 1970), la taille et la forme du stylet chez le mâle et la femelle.

Il existe également la technique basée sur la gamme de plantes - hôtes. Cette technique consiste à reconnaître une espèce selon qu'elle attaque telle ou telle espèce de plante (Hartman & Sasser, 1985). Elle permet ainsi d'identifier les espèces et de détecter les variations intraspécifiques liées, par exemple, à la virulence (races B).

Enfin la technique de l'électrophorèse est basée sur la migration des protéines des différentes espèces de *Meloidogyne* et sur la révélation des isozymes enzymatiques (Bergé & Dalmaso, 1975). En Afrique de l'Ouest, Fargette (1987) a révélé l'existence de huit profils estérasiqes.

Nul ne saurait passer en revue ces différentes méthodes de détermination d'espèces de *Meloidogyne* sans évoquer les travaux de Triantaphyllou (1969) qui, par des études cytologiques, a montré qu'il y avait une différence de nombre chromosomique et, par conséquent, un certain degré de polyploïdie au niveau des différentes espèces.

Nous citerons l'exemple des quatre espèces tropicales les plus couramment rencontrées au Sénégal : de la région du Cap Vert au Pays Sereer en passant par les Niayes, Netscher (1970) et Prot (1984) ont trouvé trois espèces tropicales principales : *M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria*. Ce chiffre a dû être porté à 4 depuis le signalement d'un profil estérasiqes à 4 bandes (Berthou *et al.*, 1989) attribué à *M. mayaguensis* (Rammah & Hirschmann, 1988). La présence de cette espèce

a été confirmée par Mateille *et al.* (1994a) grâce à l'électrophorèse enzymatique et aux gammes d'hôtes.

Meloidogyne arenaria (Neal, 1889) Chitwood, 1949

synonyme de *Anguillula arenaria* Neal, 1889

Tylenchus arenarius (Neal) Cobb, 1890

La figure périnéale de *M. arenaria* se distingue par un arc dorsal bas et légèrement dentelé près des champs latéraux pour former une sorte " d'épaules rondes " (fig. 1). Les stries dorsales et ventrales se recoupent souvent en angle. Ces stries sont lisses à légèrement ondulées et certaines se recourbent vers la vulve. Quelques fois, la figure s'étend latéralement formant une ou deux ailes. Cette espèce parasite environ 150 espèces végétales (de Guiran & Netscher, 1970). *M. arenaria* présente un profil estérasique de deux bandes épaisses (fig. 2) de rapports de migration $R_m = 0,79$ et $0,85$ (Fargette, 1987b). Son profil de gamme d'hôte (Hartman & Sasser, 1985) est présenté dans le tableau 1.

Meloidogyne incognita (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949.

synonyme de *Oxyuris incognita* Kofoid & White, 1919

Heterodera incognita (Kofoid & White) Sandground, 1923.

Meloidogyne incognita incognita (Kofoid & White) Chitwood, 1949.

Elle est caractérisée par une figure périnéale dont l'arc dorsal est haut et souvent verticillée dans la région caudale (fig. 1). Les stries sont lisses à ondulées quelques fois zigzagüées. Il n'y a pas de lignes latérales distinctes mais le champ latéral est marqué par des stries fourchues. Certaines se recourbent vers les bords de la vulve. Cette espèce parasite près de 280 espèces végétales dont le tabac, les cultures maraichères, les plantes à fibres (coton) (de Guiran & Netscher, 1970). *M. incognita* présente un profil estérasique de deux bandes, l'une épaisse de $R_m = 0,65$ et l'autre mince de $R_m = 0,71$ (fig. 2). Son profil de gamme d'hôte est présenté dans le tableau 1.

Meloidogyne javanica (Treub, 1885) Chitwood, 1949.

synonyme de *Heterodera javanica* Treub, 1885.

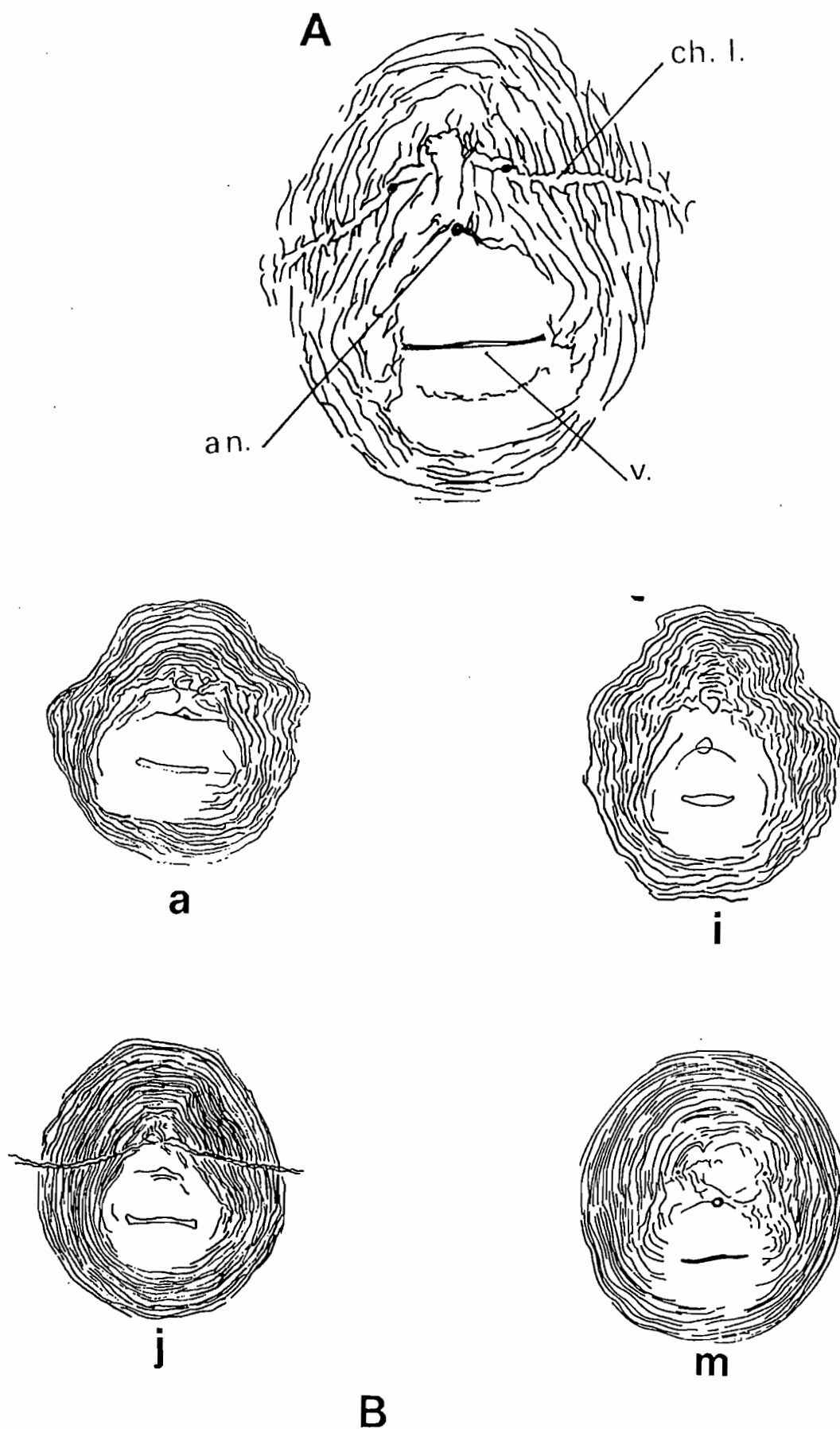
Tylenchus (Heterodera) javanicus (Treub) Cobb, 1890.

Anguillula javanica (Treub) Laverigne, 1901.

M. javanica javanica (Treub) Chitwood, 1949.

Sa figure périnéale est unique car contenant des crêtes latérales qui divisent les stries en stries ventrales et en stries dorsales (fig.1). Ces crêtes recoupent toute la largeur de la figure mais disparaissent progressivement vers l'extrémité caudale. L'arc dorsal est moins prononcé avec des stries recourbées vers la vulve. Cette espèce attaque près de 400 espèces végétales dont le tabac, et surtout les cultures maraichères au Sénégal (de Guiran & Netscher, 1970; Mateille *et al.*, 1994a). *M. javanica* présente un profil estérasique de trois bandes épaisses de $R_m = 0,69$; $0,81$ et $0,89$ (fig. 2). Son profil de gamme d'hôte est présenté dans le tableau 1.

Figure 1 : figures périnéales de *Meloidogyne*. A : organisation schématique (an = anus; ch.l. = champ latéral; v = vulve)
(Netscher, 1970°. B : empreintes des espèces *arenaria* (a), *incognita* (i), *javanica* (j) et *mayaguensis* (m).



***Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988.**

Décrite pour la première fois à Porto Rico par Rammah & Hirschmann (1988), elle a été rencontrée récemment au Sénégal (Berthou *et al.*, 1989; Mateille *et al.*, 1994a). Elle est caractérisée par une figure périnéale arrondie à dorso - ventralement ovoïde (fig. 1). L'arc dorsal est arrondi avec des stries fines, continues et largement espacées. Ventralement, les stries sont fines et étroitement espacées. Il n'y a pas de lignes latérales distinctes. Au Sénégal, du fait de sa fréquence dans les cultures maraîchères (50% échantillons), elle constitue un danger important (Mateille *et al.*, 1994a). *M. mayaguensis* est caractérisée par un profil estérasiqque de 4 bandes alternées épaisses et fines de $R_m = 0,51; 0,56; 0,65$ et $0,71$ (fig. 2). Son profil de gamme d'hôte est présenté dans le tableau 1.

Figure 2 : profils estérasiqques des espèces tropicales de *Meloidogyne* (Fargette, 1987b).

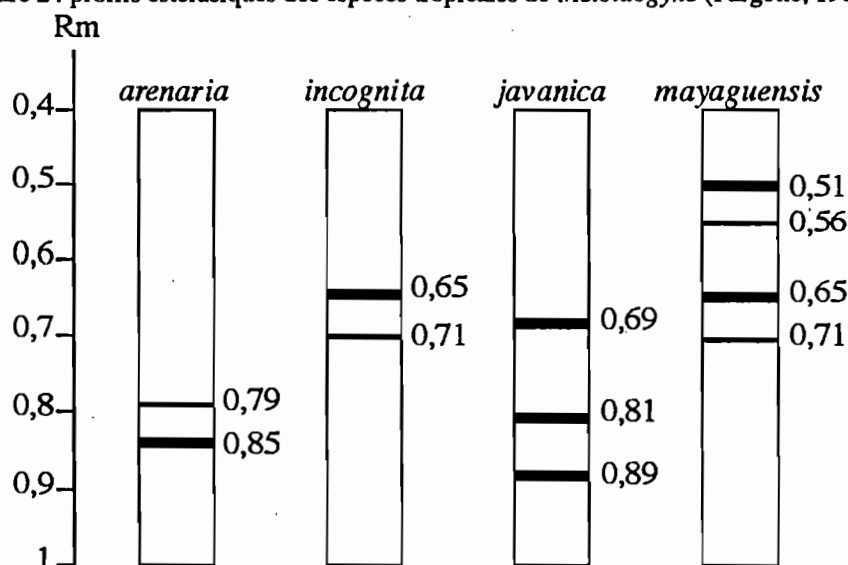


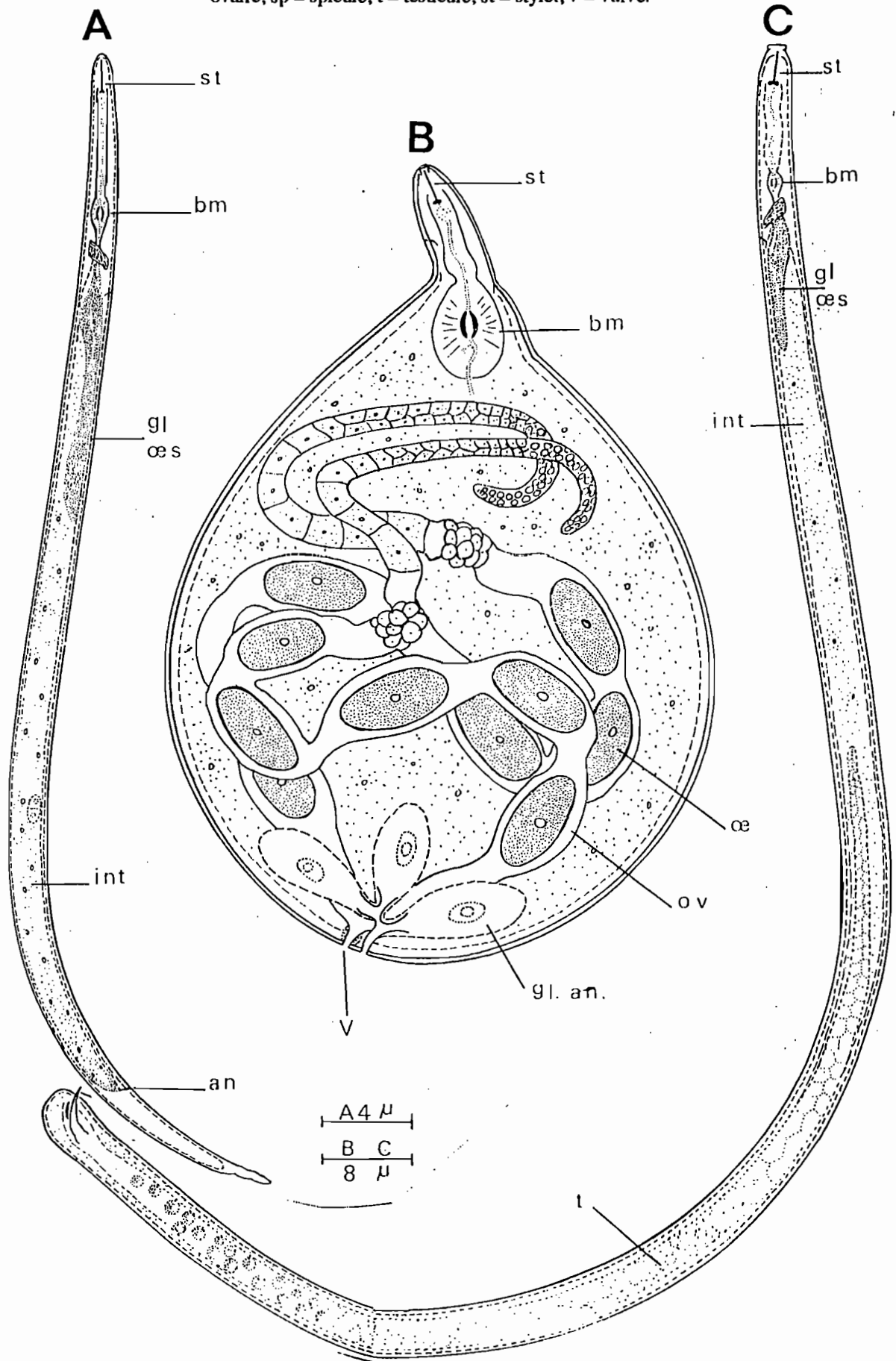
Tableau 1 : test d'identification biologique des espèces tropicales de *Meloidogyne* par la méthode des plantes hôtes (Hartman & Sasser, 1985; Rammah & Hirschmann, 1988).

Espèce	Poivron	Arachide	Tomate cv Roma	Tomate cv Rossol
<i>M. arenaria</i>	+	+	+	-
<i>M. incognita</i>	+	-	+	-
<i>M. javanica</i>	-	-	+	-
<i>M. mayaguensis</i>	+	-	+	+

b) Morphologie (fig. 3)

La morphologie des nématodes change au cours de leur cycle de développement. De même, la relation hôte - parasite influence directement la morphologie du nématode (Eisenback, 1985b).

Figure 3 : morphologie du juvénile (A), de la femelle (B) et du mâle (C) de *Meloidogyne* spp. (Netscher, 1970)
 an = anus; bm = bulbe médian; gl an = glande anale; gl œs = glande œsophagienne; int = intestin; œ = œuf; ov = ovaire; sp = spicule; t = testicule; st = stylet; v = vulve.



Le juvénile de second stade (J2)

Il est vermiforme, au corps fin et à la queue effilée avec une région distale hyaline (Siddiqi, 1986). Il mesure environ $400\mu\text{m}$ de long sur $10\mu\text{m}$ de diamètre. Il est mobile et représente le stade infestant. Il possède un stylet buccal mince.

Le mâle

Il est vermiforme et mobile, mesure environ 2mm. Il a une queue arrondie. Sa cuticule est fortement annelée et il n'a pas de bourse. Le stylet buccal est robuste et mesure entre 18 et $25\mu\text{m}$ de long.

La femelle

Elle est enflée, ronde à piriforme, blanchâtre avec un collet projectile. Elle n'a pas de stade cystique. Sa longueur est variable pouvant atteindre $700\mu\text{m}$ avec un diamètre moyen de $400\mu\text{m}$. La cuticule est striée. Anus et vulve se trouvent en position terminale. Son stylet mince mesure de 12 à $15\mu\text{m}$ de long. Le pore excréteur est antérieur au bulbe médian et souvent relié à la base du stylet. Les vulves, très ornementées, aident, comme nous l'avons vu précédemment, à la détermination des espèces (Chitwood, 1949).

Les œufs

Ils sont pondus groupés et enveloppés dans une masse gélatineuse (de Guiran, 1970). Cette substance gélatineuse protège les œufs des extrêmes climatiques (Demeure, 1978). Ils peuvent éclore spontanément (de Guiran & Netscher, 1970) ou en présence de plantule (Wallace, 1966). Ces œufs peuvent se retrouver dans le sol après décomposition des organes végétaux (racines).

c) Physio-anatomie

Dans le monde vivant, la morphologie, l'anatomie et la fonction de certains organes sont liées au mode de vie des organismes. Nous ne saurons donc aborder le sujet sur les *Meloidogyne* sans évoquer, de façon aussi brève soit-il, leur organisation.

Le tégument

Les mouvements des J2s et des mâles dépendent du tégument. Il est constitué de la cuticule et de l'hypoderme.

- *la cuticule* recouvre le corps de l'animal et certaines cavités telles que la bouche; le pore excréteur, l'anus. Elle est élastique, sans cellules et composée de trois couches. Elle protège l'animal contre les chocs physiques, les forces chimiques et biologiques (Eisenback, 1985B). Sa rigidité s'oppose à la pression de turgescence (exosquelette) et sa flexibilité donne la liberté de mouvement.

- *l'hypoderme* est sécrété par la cuticule sur lequel elle repose. Il est syncytial.

La musculature

Les muscles squelettiques sont indispensables aux juvéniles pour l'éclosion, les mouvements dans le sol et la pénétration dans les racines de la plante hôte. Ils permettent également aux mâles de quitter les tissus des racines, de se déplacer librement dans le sol. Ils sont disposés en anneau sous l'hypoderme et autour de l'oesophage. Il existerait 50 à 100 muscles (Eisenback, 1985B).

Le système nerveux

Il remplit deux types de fonctions :

- *le système moteur* assure une coordination précise des muscles squelettiques.
- *le système sensoriel* oriente la direction des mouvements. Ce sens de l'orientation est utilisé par les J2s pour chercher des racines, les reconnaître comme hôte et y pénétrer. Les mâles l'utilisent pour localiser et s'accoupler avec les femelles, et les femelles pour s'alimenter. Il existe environ 300 neurones chez les nématodes. En plus du système nerveux central, on trouve des glandes sensorielles annexes tels que l'amphide, les phasmides, les papilles sensorielles. Toutes ces glandes sont en contact direct avec l'environnement et peuvent avoir une fonction sécrétrice.

L'appareil digestif

Il comprend la bouche, le stylet, l'oesophage, l'intestin, le rectum et l'anus. Le stylet des J2s participe à l'éclosion, à la pénétration dans les plantes hôtes, et à l'alimentation. Les J2s doivent pouvoir accumuler des réserves nécessaires pour leurs mues en J3 et J4 et éventuellement pour ceux qui vont évoluer en mâles. Quant aux mâles, bien que possédant un appareil digestif complet, ils ne se nourrissent pas (Siddiqi, 1986). Les J2s qui doivent évoluer en mâles stockent l'énergie nécessaire non seulement pour les différentes mues mais aussi pour toute leur vie de mâle (Eisenback, 1985B). Par contre, les femelles, grâce au stylet, au bulbe et à la glande œsophagienne, pompent le contenu des cellules à l'intérieur desquelles elles ont injecté une sécrétion œsophagienne.

L'appareil reproducteur

La survie de l'espèce est directement liée au système reproducteur. Chez les J2s, l'appareil génital est primitif et proportionnel au corps. Il est constitué de 4 cellules : 2 petites cellules somatiques aplaties et 2 grosses cellules germinales. Plusieurs jours d'alimentation après la pénétration, les cellules germinales se différencient en testicules ou en ovaires. Cette différenciation est totalement liée aux conditions environnementales. Généralement, les mâles possèdent un testicule. Mais, quand les conditions du milieu deviennent défavorables, des J2s, initialement programmés pour évoluer en femelle, peuvent subir une réversion sexuelle et devenir des mâles (Siddiqi, 1986). Les mâles produits ont alors deux testicules. La gonade mâle est un long tube localisé dans les 2/3 de la moitié antérieure du corps. Quant aux femelles, leur cavité est remplie par une paire de gonades tubulaires dont 60% sont des ovaires bourrés d'œufs.

d) Cycle de développement (fig. 4)

Les nématodes phytoparasites sont répartis en trois groupes selon la localisation de leur cycle de développement : les ectoparasites piquent les racines avec leur stylet tout en restant complètement à l'extérieur de la racine; les semi - endoparasites ont la tête enfoncée dans la racine et le reste du corps à l'extérieur; ces deux groupes réalisent donc leur cycle dans le sol. Les endoparasites pénètrent entièrement dans les racines; ils peuvent donc réaliser leur cycle soit dans les racines soit dans le sol.

Les *Meloidogyne* sont endoparasites sédentaires car les J2s vont se fixer à des sites de nutrition au niveau du cylindre central de la racine. Le cycle de développement débute par la ponte d'œufs par la femelle. Quelques heures seulement après la ponte, un juvénile de premier stade (J1) se développe dans l'œuf. Puis ce J1 mue dans l'œuf pour donner un J2. Le développement des œufs en J2 prend de 7 à 9 jours à 28°C (de Guiran & Netscher, 1970). Les J2 sortent des œufs et constituent le stade infestant. Ils vont se déplacer dans le sol à la recherche d'une plante hôte. Ce déplacement serait orienté et favorisé par des stimuli provenant des racines de l'hôte (Prot, 1978c). Après avoir pénétré dans une racine hôte, ils s'alimentent puis muent deux fois avant d'évoluer en mâles ou en femelles. Notons que les juvéniles de stades 3 et 4, ayant perdu leur stylet, ne se nourrissent plus. Après la 4ème mue, les *Meloidogyne* atteignent le stade adulte (de Guiran & Netscher, 1970). Si les conditions du milieu sont défavorables, on obtient une forte proportion de mâles. Les mâles formés sont pelotonnés dans une enveloppe larvaire qu'ils perforent pour quitter les racines et se retrouver libres dans le sol. Leur implication dans la reproduction est discutée. La majorité des espèces de *Meloidogyne* serait parthénogénétique bien que Triantaphillou (1963, 1966) ait montré un cas d'amphimixie chez *M. javanica*. Quant aux femelles, elles grossissent rapidement pour devenir de véritables "sacs à œufs".

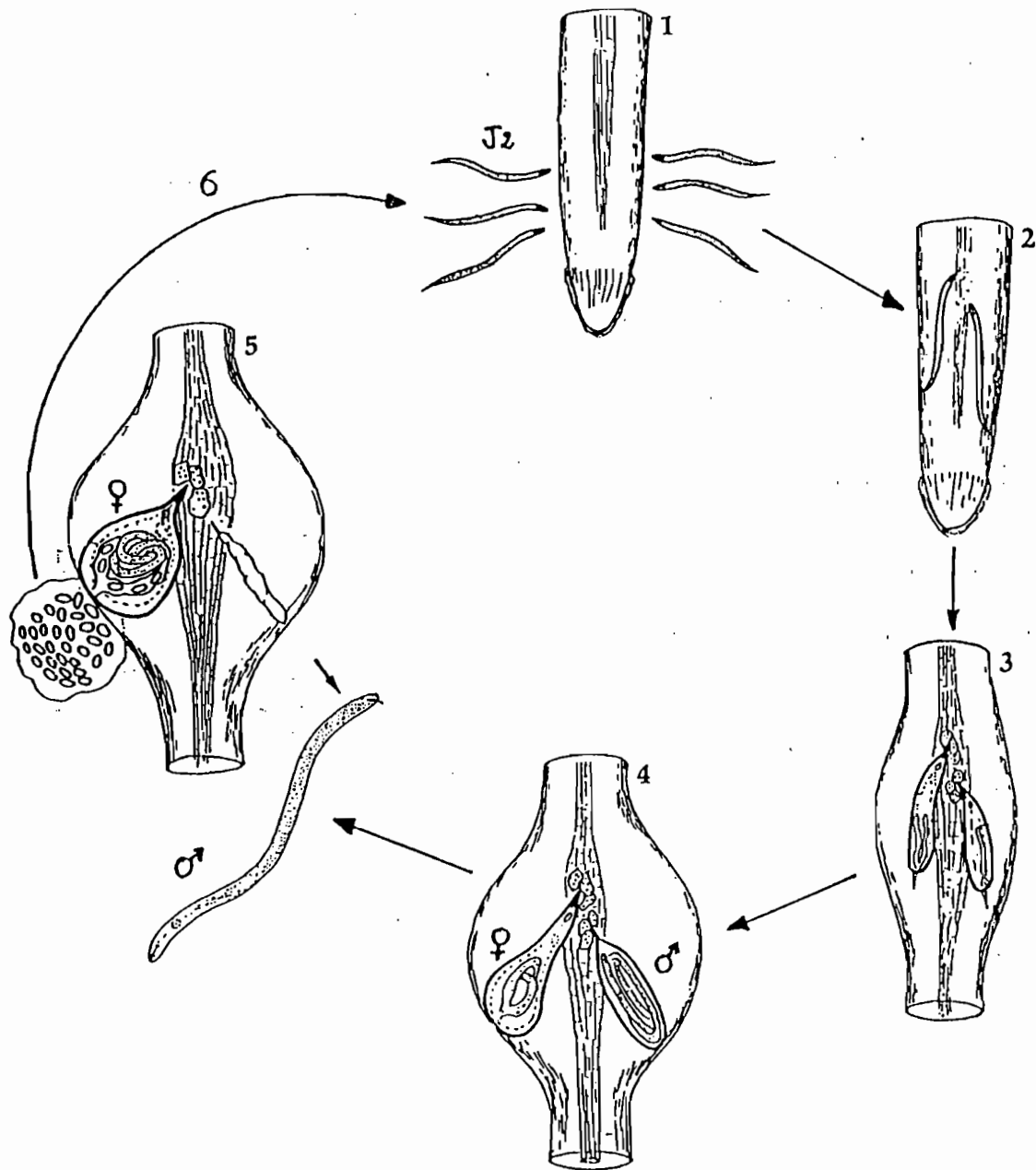
3. INFLUENCE DES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX SUR *MELOIDOGYNE* SPP.

a) Relations avec la plante

Plante sensible

Est dite sensible, toute plante qui permet la multiplication de *Meloidogyne*. La pénétration des J2s dans les racines serait d'abord due à une attraction puis à une activation du mouvement par des exsudats racinaires (Prot, 1978c). Le premier symptôme du parasitisme de *Meloidogyne* sur une plante maraîchère est la présence de galls (de Guiran & Netscher, 1970). Dès son entrée dans la racine, le juvénile provoque, par des sécrétions qu'il injecte avec son stylet, l'hypertrophie des cellules corticales. Il en résulte une série de réactions qui aboutit à la formation de "cellules géantes". Il y a eu, pendant plusieurs années, des polémiques sur le mécanisme régulateur de ces cellules. Certains auteurs pensent qu'elles résulteraient de la destruction des parois cellulaires avec fusion cytoplasmique (Christie, 1936). D'autres, par contre, n'ont pas observé de destruction des parois (Jones & Payre, 1978), ce qui rejoint l'hypothèse de Huang (1985) selon la quelle les cellules

Figure 4 : cycle de développement de *Meloidogyne* spp. (Netscher, 1970).



- 1 : pénétration des juvéniles de 2ème stade.
 2 : sédentarisation des juvéniles au niveau d'un site de nutrition.
 3 : début de maturation des juvéniles en adultes.
 4 : différenciation sexuelle des juvéniles.
 5 & 6 : libération des mâles et éclosion des œufs produits par les femelles.

Dans le sol, l'humidité, la température et l'aération sont porosité-dépendantes. Bien que les nématodes phytoparasites soient représentés dans presque tous les types de sol, la texture et la structure jouent un rôle primordial dans leur distribution et leurs activités.

Influence de la texture

La texture du sol varie aussi bien verticalement qu'horizontalement (Van Gundy, 1985). Les *Meloidogyne* sont en général représentés dans plusieurs types de sol, mais les niveaux d'infestation les plus élevés et les dommages les plus importants causés aux plantes sont typiques des sols sableux (Wallace, 1963; Pittcher, 1979; Van Gundy, 1985). Les *Meloidogyne* sont aussi présents dans les sols sablo - argileux où ils sont observés dans les parties présentant beaucoup d'agrégats de sable (Van Gundy, 1985). Les *Meloidogyne* se déplacent par des mouvements ondulatoires à travers les pores (Wallace, 1963). Les sols sableux semblent favoriser leur déplacement. Prot & Van Gundy (1981a) ont montré que la texture influence fortement la migration des J2s de *M. incognita*. En effet, Prot (1975b) a observé que le pourcentage de J2s de *M. incognita* capables de migrer de 20 cm et de pénétrer un plan de tomate décroît quand le pourcentage de particules fines (limons et argiles) augmente. Il n'a noté aucune migration quand le sol contenait plus de 30% d'argiles et de limons. De même, le sable de silice pure ne favorise pas le mouvement de ces J2s. Ce déplacement a été amélioré de plus de 30% quand seulement 5 % d'argile ont été ajoutés à ce sable (Prot, 1986).

Mais si les particules fines, en particulier les argiles, ne favorisent pas le déplacement des J2s, elles semblent cependant avoir une fonction d'attraction de ces nématodes sur de grandes distances (Prot, 1986). Les exsudats racinaires sont directement émis sur les particules d'argiles ou sont métabolisés par des bactéries vivant sur ces particules (Prot & Van Gundy, 1981a). Ceci provoque alors la migration des J2s vers les racines des plantes hôtes (Prot, 1986). Les migrations de ces J2s seraient plus importantes verticalement qu'horizontalement (Prot, 1979).

Influence de la structure

La structure d'un sol est essentiellement caractérisée par sa porosité. Du fait que les nématodes se déplacent entre les pores (Taylor *et al.*, 1979), la structure du sol va donc influencer leur mouvement. Plus le sol présente une structure en agrégats, plus le mouvement est favorisé (Pittcher, 1979). Les sols sableux à argilo - sableux semblent répondre à ces critères. On rencontre plus fréquemment les *Meloidogyne* dans les sols sableux (Wallace, 1963). C'est aussi la structure qui permet les migrations horizontales et verticales des J2s de *Meloidogyne* (Prot, 1975B). De plus, la structure du sol joue un rôle important dans l'aération du sol. Les pores distribuent l'oxygène. Quand les pores sont remplis d'eau, il y a peu d'air. Les conditions d'humidité au dessus de la capacité au champ inhibent l'éclosion, faute d'aération (de Guiran & Netscher, 1970). Notons aussi que la capacité d'un sol à retenir l'eau dépend non seulement de sa texture, mais surtout de sa structure (porosité). La structure du sol joue un rôle très déterminant dans l'humidité du sol.

Influence de l'humidité

L'humidité du sol dépend de sa capacité à retenir l'eau. Les nématodes se déplacent dans le film d'eau à la surface des particules. Ils sont hydrophiles (Wallace, 1963; Pittcher, 1979). Mais les nématodes du genre *Meloidogyne* ne supportent pas une humidité trop élevée. L'inondation tue les J2s par asphyxie (de Guiran & Netscher, 1970). De même, un sol trop sec ralentit les activités des *Meloidogyne* (Van Gundy, 1985). Ainsi, l'éclosion diminue avec la dessiccation. L'optimum d'éclosion des œufs de *M. incognita* est observé à une humidité proche de la capacité au champ qui est de 3,3 dans un sol sableux et de 3,6 dans un sol argileux (Demeure, 1978). Cette éclosion diminue quand on tend vers le point de flétrissement ($pF = 4,2$).

Toutefois, les *Meloidogyne* présentent une certaine résistance à la dessiccation. Les œufs contenus dans la masse gélatineuse sont plus résistants à la dessiccation que les œufs isolés et les J2s (Demeure, 1978; Van Gundy, 1985). Les œufs de *M. javanica* inclus dans la masse gélatineuse, éclosent encore (41,2 %) après un traitement déshydratant progressif jusqu'à 93 %. Alors que, dans les mêmes conditions, 5,8% seulement des J2s retrouvent leur activité. Demeure (1978) a observé que, dans le Sahel sénégalais, les J2s disparaissent totalement de l'horizon 0-20 cm après 6 semaines de sécheresse alors que les œufs issus de la masse gélatineuse conservent leur pouvoir d'éclosion après 7 mois de sécheresse. En fait c'est la substance gélatineuse englobant les œufs qui maintient un niveau d'humidité assez élevé empêchant la perte d'eau des œufs (de Guiran & Netscher, 1970; Demeure, 1978). Quant aux J2s, ils subsistent dans le sol sec sous un habitus spiralé (Demeure, 1978). Cela correspondrait, sur le plan physiologique, à un état anhydrobiotique qui permettrait aux J2s de survivre à la sécheresse grâce à leurs réserves en glucides et en lipides (Demeure, 1978). Une réhydratation progressive donne un regain d'activité aux J2s (de Guiran & Netscher, 1970; Demeure, 1978). Cet état anhydrobiotique s'observe aussi dans certains cas d'humidité élevée (Van Gundy, 1985).

Influence de la température

La température est l'un des facteurs importants influençant l'éclosion et l'activité des J2s de *Meloidogyne* (Van Gundy, 1985). En zone tropicale sèche, la température du sol n'est jamais inférieure à 16-18°C. De tels minima ne sont pas un facteur limitant au développement des nématodes phytoparasites. Par contre, les maxima atteints sont très élevés (40- 45°C) et peuvent persister dans le sol près de 3 heures pendant les heures les plus chaudes de la journée. Il en ressort que les activités des J2s de *M. javanica* sont inhibées après une exposition à une température de 45°C pendant 3 heures. Cette inhibition est levée après 3 jours. Cependant, l'exposition à de fortes températures n'influence en rien leur aptitude à pénétrer dans les racines d'un plant de tomate (Demeure, 1978). De plus, les formes actives résistent mieux aux températures élevées que les formes anhydrobiotiques. L'auteur conclue que les températures élevées constituent un facteur limitant à la survie des *Meloidogyne*, tout au moins dans l'horizon superficiel. Mais il n'a pu mettre en évidence un processus de migration déclenché par la dessiccation et l'élévation de température. Dans d'autres cas, Prot (1975a) a observé des migrations de J2 de *M. incognita* sous l'influence de

la température. Il a constaté que 40 % des J2s effectuent une migration de 20 cm à 22°C, 30% à 30°C et seulement 2% à 14°C. Les températures élevées sont aussi source de mutation et d'apparition de "races B" dans certaines populations de *Meloidogyne*. Ce phénomène est souvent attribué à l'élévation de température dans les régions tropicales (Prot, 1984).

Influence de l'aération

Tout comme les autres facteurs, l'aération a une action directe sur l'éclosion et les activités des J2s de *Meloidogyne* dans le sol. Un déficit d'O₂, comme c'est le cas lors d'une inondation, réduit l'éclosion et tue les J2s par asphyxie (de Guiran & Netscher, 1970). A des niveaux d'O₂ bas, le métabolisme, le mouvement et le pouvoir infestant des J2s sont réduits mais leur survie est augmentée (de Guiran & Netscher, 1970). La croissance et la reproduction des femelles sont aussi réduites (Van Gundy, 1985). L'exposition des oeufs à des conditions anaérobies pendant une semaine est létale. Ceci est sans doute dû à la formation d'acide lactique dans les coques des oeufs (Van Gundy, 1985). De même, il existe une relation linéaire entre la quantité d'O₂ et le mouvement des J2s de *M. incognita*. Baxter & Blake (1961) ont montré que toutes les activités des J2s de *M. javanica* augmentent quand le taux d'O₂ augmente de 0,2 à 21%.

Influence du pH et les solutions chimiques du sol

Il existe peu de données sur le pH du sol en tant que facteur pouvant influencer le développement et l'activité des nématodes phytoparasites (Prot, 1986). Néanmoins, il en ressort que les nématodes sont actifs dans une gamme de pH comprise entre 5,8 et 8 (Jairajpuri & Azmi, 1978). Toutefois, les J2s de *Meloidogyne* ne sont pas attirés par un pH particulier (Bird, 1960). Quant aux gradients de sels minéraux, Prot (1986) a montré que les J2s de *M. incognita* se regroupent dans la zone où la concentration de ces sels (KNO₃, NaCl, Ca(NO₃)₂, MgSO₄) était la plus faible.

Partant de ces connaissances sur l'influence des différents facteurs de l'environnement (propriétés physico-chimiques du sol, cultivars résistants) sur *Meloidogyne*, plusieurs méthodes de lutttes contre ces nématodes ont trouvé leur application.

4. TECHNIQUES DE LUTTE CONTRE MELOIDOGYNE SPP.

Il existe plusieurs méthodes de lutttes contre *Meloidogyne* dont la lutte chimique, la lutte physique, la lutte culturale et enfin la lutte biologique. Toutefois, toute méthode, quelle que soit son efficacité, ne peut seule éliminer toute la population de nématodes d'un champ infesté. De ce fait, on pratique souvent la lutte intégrée qui est une combinaison des diverses techniques. Les différentes méthodes se fixent comme objectif de porter cette population à un niveau économiquement acceptable ou sous un seuil de nocuité supportable par les plantes.

a) La lutte chimique

La lutte chimique demeure l'une des méthodes la plus utilisée et la plus efficace (Netscher, 1973; Prot, 1986). Il existe deux grands groupes de composés chimiques utilisés comme nématicides (Johnson, 1985) : les fumigants et les non fumigants généralement représentés par des produits systémiques.

- *les fumigants* : le DD (mélange de dichloropropane et de dichloropropène), le métham-sodium ou vapam, le bromure de méthyle, le dibromure d'éthylène (EDB), le dibromo-chloropropène (DBCP). Ils sont très efficaces surtout pour les traitements en pépinière (vapam). Le bromure de méthyle a la particularité d'être un biocide total.

- *les non fumigants* : récemment développés, ils sont hydrosolubles. Ils sont introduits dans le sol par incorporation ou par mixtion dans l'eau. Ces produits sont moins toxiques pour la plante (Johnson, 1985). Ils appartiennent au groupe des carbamates (aldicarbe, oxamyl) ou à celui des organophosphorés (phénamiphos, éthoprophos). Ces produits sont directement absorbés par la plante dont le nématode ne peut plus se nourrir (Prot, 1984). Ils sont malheureusement toxiques pour l'homme et ne peuvent être directement appliqués sur les cultures alimentaires.

Comme l'ont montré Rodriguès *et al.* (1987) sur des plants d'arachide infestés par *M. arenaria*, l'association de produits paraît plus efficace. Mais toutes ces méthodes chimiques sont trop coûteuses pour les pays en voie de développement (Netscher, 1970; Prot, 1984). De plus, leur utilisation a été remise en cause dans certains pays depuis qu'il a été montré que le DBCP est cancérigène et provoque une malformation des spermatozoïdes des hommes qui sont couramment en contact avec le produit. Depuis lors, il a été suspendu en Californie en 1977 (Stirling, 1991). Il a été aussi montré que les nématicides sont source de pollution des eaux souterraines. C'est le cas entre autres du DBCP, du DD, de l'EDB, de l'aldicarbe et du carbofuran (Jones & Back, 1983 ; Wixted *et al.*, 1987).

b) La lutte physique

Cette méthode part du principe que les nématodes ne supportent pas certaines propriétés physiques de l'environnement à savoir la dessiccation et l'inondation. Il en résulte une application basée d'une part sur l'utilisation de la chaleur, d'autre part sur la submersion des terres. La chaleur est appliquée sous forme de vapeur injectée sous pression dans le sol, ou de résistances électriques noyées dans le sol. Ces méthodes nécessitent un appareillage lourd, compliqué et coûteux et ne peuvent être appliquées que sur de petites surfaces (Prot, 1984). La submersion consiste à recouvrir la surface du sol par un film d'eau. Il s'en suit un appauvrissement du milieu en oxygène ce qui entraîne la mort des J2s (de Guiran & Netscher, 1970). C'est d'ailleurs le cas dans les zones naturellement inondées telles que les Niayes au Sénégal (Netscher, 1970) et les "Baibohos" à Madagascar (de Guiran, 1970). Artificiellement, cette méthode présente l'inconvénient d'appauvrir le sol en matières organiques qui sont déjà peu abondantes dans certaines zones tropicales. De plus, elle nécessite beaucoup d'eau qui est un des facteurs clé freinant le développement agricole dans les pays en voie de développement.

Il y a également "la solarisation" du sol qui consiste à remuer régulièrement le sol mis en jachère nue et à l'exposer au soleil ce qui permettra de réduire la population de *Meloidogyne*. Cette méthode, si elle est relativement plus pratique que les précédentes, expose le sol à l'érosion.

c) La lutte culturale

Deux procédés sont essentiellement utilisés (de Guiran & Netscher, 1970) :

- transformer le sol pour le rendre le moins favorable possible au développement des nématodes. On peut y parvenir par incorporation de matière organique (Muller & Gooch, 1982). En plus de son action dépressive, la matière organique améliore la structure du sol et sa rétention en eau (Netscher & Sikora, 1990). L'addition de tourteaux d'oléagineux dans le sol s'est également révélée efficace (Sitaramaiah & Singh, 1978). De même, l'amendement du sol par des graines de neem (*Azadirachta indica*) et des extraits (lactones polycycliques) de deux espèces d'*Hannoa* empêchent la pénétration des J2s dans les racines de tomate (Prot, 1986).

- priver le parasite de nourriture suffisamment longtemps pour que sa population décroisse jusqu'à un niveau compatible avec le développement de la plante (de Guiran & Netscher, 1970). On aura alors recours à la jachère, aux rotations culturales et à l'emploi des variétés résistantes :

- . *la jachère* : elle permet de réduire les populations de *Meloidogyne*. Mais elle demeure délicate à cause de l'existence éventuelle de plantes hôtes dans la végétation spontanée (Netscher, 1970).

- . *les rotations culturales* : le but est de maintenir la population de *Meloidogyne* à un niveau tolérable (Prot, 1986). On fait alterner des variétés sensibles avec des variétés résistantes ou des espèces non-hôtes. En effet l'utilisation de cultivars résistants est un moyen élégant, économique et sain pour contrôler les *Meloidogyne* (Netscher & Mauboussin, 1973; Prot, 1984). Ces cultivars doivent être utilisés avec une certaine précaution (apparition de races B). De plus, les températures élevées provoquent une perte de résistance (Dropkin *et al.*, 1969 ; Netscher & Sikora, 1990). Quant aux plantes non hôtes, étant donné le caractère très polyphage des *Meloidogyne*, il en existe très peu disponibles pour les rotations de cultures. Au contraire, des plantes mentionnées comme non hôtes s'avèrent sensibles à *Meloidogyne* (Netscher & Taylor, 1979). De plus, des plantes considérées comme de bons hôtes de *Meloidogyne* ne sont pas nécessairement hôtes de toutes les espèces (Southard & Priest, 1973). Néanmoins, certaines graminées telles que les crotalaires (*Crotalaria retusa*, *C. fulsa*), *Panicum maximum* et *Eragrostis curvula* sont des plantes non-hôtes utilisées en rotation de culture (Netscher & Sikora, 1990). Notons enfin que l'arachide, considérée comme plante piège, peut être utilisée en rotation avec les cultures maraîchères (Netscher, 1975, Prot, 1986).

d) La lutte biologique

Depuis la crise des nématicides vers 1975, la lutte biologique, qui n'en était alors qu'à ses balbutiements, a retenu l'attention de nombreux chercheurs. Elle est basée sur l'utilisation d'"ennemis naturels" des nématodes phytoparasites. Parmi ces organismes antagonistes, citons les

nématodes et les arthropodes prédateurs (acariens et collemboles), les champignons nématophages et les bactéries parasites.

Les nématodes prédateurs

On rencontre les nématodes prédateurs dans 4 groupes taxonomiques, chacun présentant une spécificité dans le mode et la préférence alimentaire (Stirling, 1991). Les Mononchides et les Diplogastrides possèdent un arsenal buccal qui leur permet de dévorer leurs proies tandis que les Dorylaimides et les Aphelenchides, souvent plus petits que leur proie, possèdent un appareil buccal de type suceur qui leur permet de digérer leur proie en suçant le contenu transformé par une sécrétion qu'ils ont injectée au préalable.

Les acariens

On en trouve qui capturent directement les nématodes dont ils se nourrissent tel que *Macrocheles muscadomestica*. D'autres, au contraire, se nourrissent sur la masse d'œufs de *Meloidogyne*. C'est le cas de *Hypaspis aculeifer* (Insera & Davis, 1983)

Les insectes

C'est essentiellement parmi les collemboles qu'on trouve les insectes nématophages. Certains sont capables d'ingérer près de 1000 nématodes en 24 heures comme *Entomobyroides dissimilis* (Gilmore, 1970).

Les virus

Des infections provoquant une perte de motilité des J2s, voire une réduction de la population, avaient été attribuées à des particules virales. Mais aucune étude n'a permis l'isolement de particules virales proprement dites (Stirling, 1991).

Les champignons nématophages

Il existe d'importants groupes de champignons parasites ou prédateurs de nématodes. Parmi les plus importants, on peut citer les genres *Arthrobotrys*, *Macrosporium*, *Catenaria*, *Verticillium*, *Dactylella*, *Paecilomyces* (Stirling, 1991). Ces champignons sont regroupés suivant leur mode d'action en :

- *champignons à pièges* : le mycélium de ces champignons développe dans le sol un réseau dense de pièges qui capturent les nématodes lorsque ceux-ci viennent en contact (Cayrol, 1984). *A. oligospora* n'est pas très efficace dans le contrôle de *Meloidogyne*. Par contre, *A. irregularis* permet une réduction significative des galles de *M. arenaria* (Vouyoukalou, 1993).

- *champignons endoparasites* : ils produisent des spores de petites tailles (Baron, 1977). Les spores adhèrent aux nématodes, germent, percent la cuticule et se développent à l'intérieur de l'hôte (cas de certaines espèces du genre *Verticillium*). Leur efficacité est fonction de leur densité dans le sol (Kerry, 1987).

- *champignons parasites d'œufs* : les masses d'œufs de *Meloidogyne* spp. peuvent être parasitées par *Dactylella oviparasitica* (Stirling & Mankau, 1978), tandis que *Paecilomyces lilacinus* est plus fréquent sur les œufs de *M. arenaria* (Godoy *et al.*, 1983) et de *M. incognita* (Jones *et al.*, 1984).

Des études ont montré que les facteurs édaphiques limitent l'importance de ces champignons dans le sol. Le pH, la température et la salinité sont les facteurs les plus importants. La température optimale de développement est de 28°C pour *A. irregularis* tandis que les sols acides (pH < 6,5) sont défavorables au développement du champignon.

5. PASTEURIA PENETRANS, ACTINOMYCÈTE PARASITOÏDE DE MELOIDOGYNE SPP.

a) Caractères généraux

Décrit et nommé pour la première fois *Duboscqia penetrans* par Thorne (1940), sa taxonomie connut des confusions jusqu'en 1975 où Mankau et Imbriani (1975a, 1975b), par des études en microscopie électronique, le nomma *Bacillus penetrans*. Sa taxonomie ne sera définitivement fixée qu'en 1985 où Sayre & Starr le replacèrent dans le genre *Pasteuria* Metchnikoff, 1888 d'où son nom *Pasteuria penetrans* Sayre & Starr, 1985. Mais plus récemment, différents morphotypes et pathotypes ont été décrits dans des régions géographiquement éloignées et variées du point de vue des propriétés physico-chimiques des sols (Bird *et al.*, 1990). Ainsi, *P. thornei* Sayre & Starr, 1988 fut identifié sur *Pratylenchus brachyurus* et *P. nishizawae* fut identifié sur *Heterodera glycines* (Sayre *et al.*, 1991). Pour mettre un terme aux confusions qui pourraient en résulter, Sayre et Starr (1988) ont recommandé que tout isolat provenant tout au moins des *Meloidogyne* spp, soit considéré comme un membre du groupe "*Pasteuria penetrans*".

b) Cycle de développement

Le cycle de développement de *P. penetrans* a été décrit et illustré par Sayre & Wergin (1977). Selon ces auteurs, le cycle de développement se présente en trois grandes phases (fig. 5) :

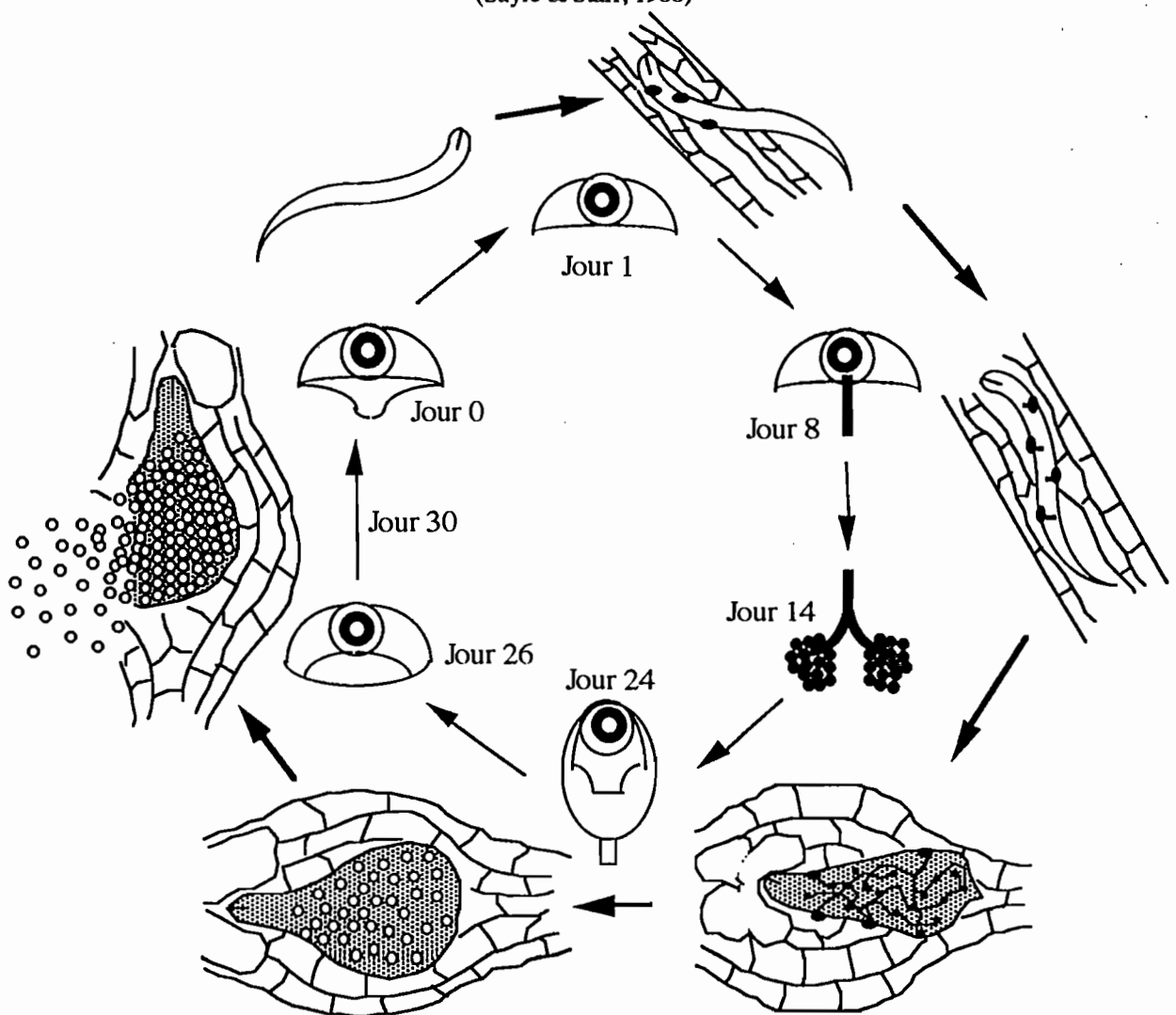
- l'organisme adhère d'abord à la cuticule d'un juvénile pendant sa migration dans le sol (fig. 6A). Les J2s pénètrent ainsi parasités dans les racines d'une plante hôte et commencent à se nourrir. Huit jours après la pénétration du juvénile dans la racine, certaines spores commencent à germer et pénètrent la cuticule des J2s. Au niveau des sites d'adhésion, la cuticule est brisée et présente un aspect dentelé, montrant un glycocalyx rompu (Stirling *et al.*, 1986). Les spores émettent un tube germinatif.

- quand le tissu hypodermique du nématode est atteint, le tube germinatif se développe et forme des colonies de thalles végétatifs. Chaque colonie donne des colonies filles, puis des tétrades qui évoluent en doublets. Chaque doublet se différencie en sporanges uniques. Pendant ce temps, l'alimentation, la mue et la croissance du nématode hôte se déroulent normalement (Bird, 1986)

mais la capacité de la femelle à se reproduire est détruite. En effet, la femelle ne produit plus d'œufs mais est remplie de spores (environ 2 millions).

- quand les racines des nématodes infestés se décomposent, les spores sont libérées dans le sol (fig. 6B), constituant ainsi la phase libre de ce cycle. Les spores, lorsqu'elles sont produites, sont entourées par une enveloppe sporangiale et d'une mince exospore. Elles ne sont aptes à s'attacher à la cuticule des J2s que lorsque ces enveloppes sont détruites. Il est possible d'achever ce processus par sonification (Stirling *et al.*, 1986). Mais dans la nature, il est probable qu'une dégradation microbienne achève ce processus (Stirling, 1991).

Figure 5 : Cycle de développement de *Pasteuria penetrans* associé à *Meloidogyne* spp.
(Sayre & Starr, 1988)



Jour 0 : spore libre de *Pasteuria penetrans* et juvénile de *Meloidogyne* spp.

Jour 1 : adhésion des spores sur le juvénile et pénétration du juvénile parasité dans une racine.

Jour 8 : sédentarisation du juvénile au niveau d'un site de nutrition racinaire, et pénétration du tube germinatif de la spore.

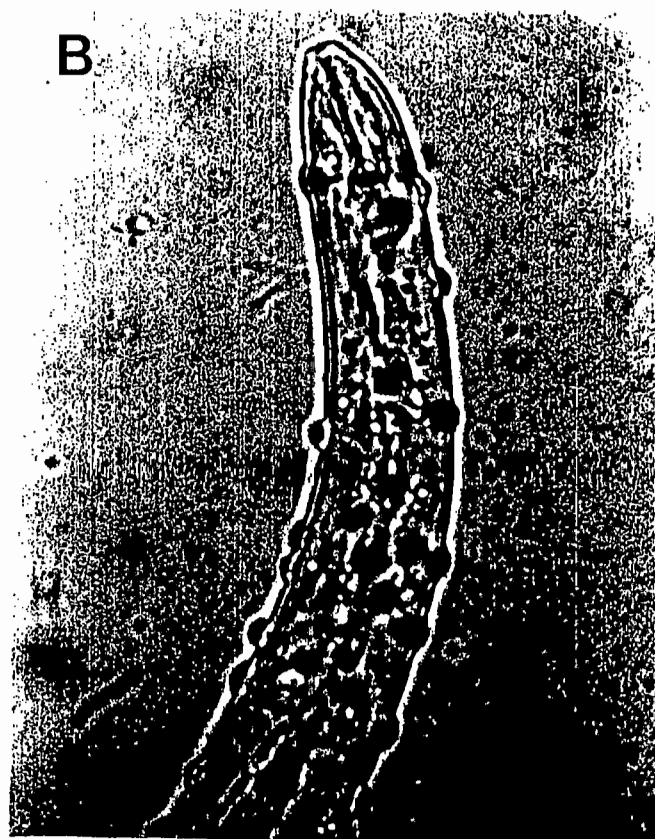
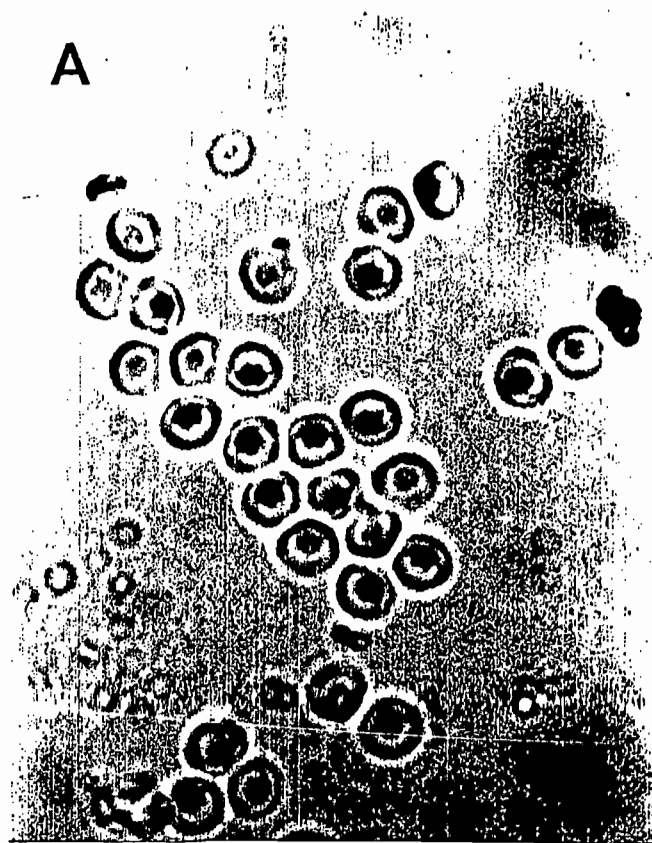
Jour 14 : maturation de la femelle, croissance de l'hyphie bactérien et sporulation.

Jour 24 : renflement de la femelle et formation des sporanges.

Jour 26 : maturation des spores qui envahissent la femelle.

Jour 30 : éclatement de la femelle et dispersion des spores.

Figure 6 : A = spores libres de *Pasteuria penetrans* (1 cm = 0,5 μ m). B = extrémité antérieure d'un juvénile de *Meloidogyne javanica* infesté de spores de *Pasteuria penetrans* (1 cm = 0,5 μ m) (Clichés ORSTOM)



Typiquement, la formation des spores est celle des bactéries mais du fait du mode de segmentation, de la taille des cellules végétatives, des enveloppes entourant ces spores, *P. penetrans* est classé dans les actinomycètes (Sayre & Wergin, 1977).

c) Relations avec *Meloidogyne* spp

Plus de 200 espèces de nématodes repartis dans environ 100 genres sont connues comme appartenant aux hôtes du "groupe *P. penetrans*" (Sayre & Starr, 1988; Sturhan, 1988). Toutefois, des degrés de spécificité existent au sein des populations de *Meloidogyne* (Spaull, 1984). Davies *et al.* (1988) ont suggéré que la plus grande attaque se produit quand les spores sont exposées à des espèces de *Meloidogyne* à partir desquelles elles ont été originellement isolées. Dans la nature, la fixation des spores sur les J2s de *Meloidogyne* serait liée à leur mobilité (Sayre, 1980).

La vraie nature de la spécificité d'hôte de *P. penetrans* reste à élucider. Alors que Stirling *et al.* (1986) déclarent que ni les protéines de la surface des spores ni certains sucres tels que le N-acétyl galactosamine ne sont impliqués dans le processus d'attachement des spores, Davies *et al.* (1991) suggèrent que ces protéines doivent être impliquées et qu'aussi bien la quantité que la qualité de ces protéines seraient responsables de cette spécificité. Toujours est-il que les spores ne se fixent que sur les J2s et non sur les mâles et les femelles adultes. Des réactions chimiques et biochimiques s'opéreraient sur la cuticule pendant la mue, altérant ainsi le site de fixation des spores chez les adultes de *Meloidogyne*. L'acide sialique serait impliqué dans ce processus (Stirling *et al.*, 1986).

On notera aussi que *P. penetrans* ne réduit pas seulement les populations de *Meloidogyne* en prohibant les femelles à pondre, mais réduit aussi le nombre de J2s infestant les racines (Davies *et al.*, 1991). Quelques 7 à 15 spores suffisent pour réduire l'invasion des racines de plus de 70 % (Davies *et al.*, 1988). Soulignons enfin que *P. penetrans* est un parasite obligatoire (Sayre, 1980) donc incapable de se reproduire en absence d'hôte. Il va alors s'établir un équilibre qui tentera de limiter la densité des spores contenues dans le sol. Il y aurait un effet "feed-back" négatif qui empêcherait *P. penetrans* d'éliminer leurs hôtes (Stirling, 1991).

d) Relations avec la plante

Très peu d'études ont été faites sur la relation *Pasteuria* - plante. Néanmoins, de récents travaux (Mateille *et al.*, 1994b) ont montré que des J2s de *Meloidogyne* parasités par *P. penetrans* pouvaient se rencontrer sur toutes les cultures maraîchères mais le pourcentage le plus élevé de J2s infestés se rencontre généralement sur aubergine africaine (*Solanum aethiopicum*). Cette correspondance indiquerait que les exsudats racinaires pourraient agir sur l'adhésion des spores dans la rhizosphère, ou bien que la nutrition du nématode, une fois pénétré dans la racine (la germination des spores n'intervient pas avant [Sayre, 1980]) influencerait la production des spores à l'intérieur des femelles de *Meloidogyne*.

e) Relations avec le sol

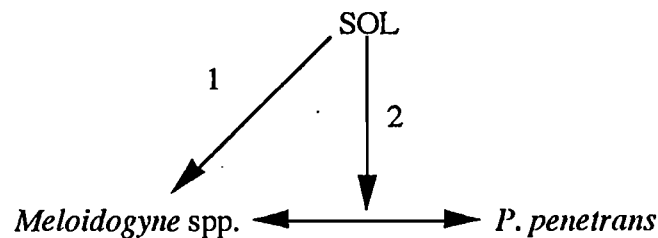
La fixation des spores de *P. penetrans* sur les J2s de *Meloidogyne* se déroule dans le sol. Ce dernier aura donc une influence sur la relation *Pasteuria* - *Meloidogyne*. Spaull (1984) a observé que les femelles de *Meloidogyne* infestées par *P. penetrans* sont plus fréquemment rencontrées dans les sols sableux que dans les sols argileux. Cependant, on trouve une proportion de *Meloidogyne* infestés dans les champs argileux à sablo-argileux (Spaull, 1984; Bird & Brisbane, 1988). De même au Sénégal, on trouve une plus forte proportion de J2s parasités dans les sols Dior (sols sablo-argileux) que dans les sols des Niayes (sols sableux) (Mateille *et al.*, 1994b). En plus de la texture et de la structure, la température et surtout l'humidité influencent l'adhésion des spores sur les nématodes. Stirling (1981) a montré que les spores s'attachent plus rapidement sur les J2s de *M. javanica* à des températures voisines de l'optimum pour le développement du nématode (environ 15 à 20°C). Mais la pathogénie des spores est favorisée à des températures plus élevées (Mankau & Imbriani, 1975). A 30°C, *P. penetrans* prolifère intensément avant que les femelles de *Meloidogyne* n'atteignent leur maturité. Par contre, autour de 20°C, les femelles développent des ovaires remplis d'œufs avant que l'infection n'empêche un nouveau développement. Les spores peuvent aussi tolérer la chaleur. L'attachement des spores sur des J2s peut encore s'observer après une exposition à la chaleur (100°C) pendant 30 mn. Toutefois, un chauffage à cette température baisse considérablement le taux de fixation des spores, mais n'empêche pas leur pouvoir infestant (Stirling *et al.*, 1986). Le pouvoir infestant commence à baisser à partir de 140°C (Sayre, 1980). De même, les spores peuvent être exposées dans le sol ou les racines séchées pendant de longues périodes sans perdre leur pouvoir pathogène (Stirling & Wachtel, 1980).

Quant à l'humidité, elle affecte la croissance des spores de *P. penetrans* dans les femelles parasitées à tel point que la quantité de spores est réduite quand le sol est maintenu à une humidité proche de la capacité au champ (pF 4,8) (Davies *et al.*, 1991). Ceci pourrait être lié à l'épuisement de la quantité d'O₂ dans le sol humide inhibant la respiration des *Meloidogyne* et, du même coup, le développement de *P. penetrans* puisqu'il est parasite obligatoire (Stirling, 1991).

6. PRÉSENTATION DES TRAVAUX

Mateille *et al.* (1994a) ont observé que, sur les cultures maraîchères au Sénégal, le type de sol n'affecte pas le développement global de *Meloidogyne* spp. mais semble affecter la répartition des juvéniles entre le sol et les racines : pour une même infestation racinaire, l'infestation d'un sol sableux est inférieure à celle d'un sol sablo-argileux. D'autre part, Mateille *et al.* (1994b) ont observé que les sols très argileux abritent une proportion de juvéniles infestés par *P. penetrans* plus faible que les sols sableux. Mais, les sols sableux sont d'autant plus infestés par *P. penetrans* qu'ils renferment plus d'argiles et de matière organique. De même, la charge ionique de la solution de sol, en rapport avec l'état de saturation cationique du complexe absorbant, interférerait sur la quantité de juvéniles infectés par *P. penetrans*.

Il est possible d'identifier deux types de relations sol - *P. penetrans*, l'une - voie 1 - indirecte, via le développement et le comportement de l'hôte *Meloidogyne* dans le sol (*P. penetrans* est un parasite obligatoire de *Meloidogyne*), l'autre - voie 2 - directe du sol sur la disponibilité des spores de *P. penetrans* vis à vis du nématode (phase libre et phase d'attachement des spores).



En comparant le comportement des juvéniles de *Meloidogyne* et des spores de *P. penetrans* dans quatre types de sol, l'un sableux, l'un argileux et les deux autres sablo-argileux, l'un naturellement infesté par *P. penetrans* et l'autre indemne, l'objectif de cette étude est de pouvoir répondre aux questions préliminaires suivantes :

- les 4 sols étudiés ont-ils des comportements hydriques différents ?
- ces comportements hydriques peuvent-ils expliquer un déplacement particulier des juvéniles de *Meloidogyne* spp. ? quel type de variation peut apporter une plante hôte (rapprochement avec la situation du champ) ?
- expliquent-ils un déplacement particulier des spores de *P. penetrans* ?
- l'adhésion des spores de *P. penetrans* sur *Meloidogyne* spp. varie-t-elle en fonction de la solution de sol (relations avec la composition chimique) ?
- les différences de comportement du couple *Meloidogyne* - *P. penetrans* rencontrées entre les 4 types de sols (échelle régionale) se rencontrent-elles au sein d'un même type de sol (échelle parcellaire) ?

MATERIELS & MÉTHODES

A. MÉTHODES GÉNÉRALES

1. EXTRACTION DES NÉMATODES DU SOL

a) Par élutriation :

Les nématodes sont extraits du sol selon la méthode d'élutriation de Seinhorst (1962), basée sur la sédimentation des particules dans l'eau. Une fraction de 250 cm³ de sol est mise en suspension dans une colonne d'eau (fig. 7A). Pour mieux séparer les particules entre elles, un courant d'eau ascendant est réalisé à travers la colonne à un débit de 80 cm³/mn pendant 20 mn, puis de 65 à 75 cm³/mn durant 10 mn. La colonne présente une succession de ventres et de noeuds qui provoquent des turbulences et améliorent la séparation des particules. Ainsi les particules les plus légères et les nématodes sont remontés par le courant ascendant vers un trop-plein et récupérés dans un seau.

La suspension (eau, nématodes et débris) est filtrée à travers 4 tamis superposés de 50 µm de maille. Les refus sont repris dans un tamis de 100 µm de maille recouvert d'une double épaisseur de papier "kleenex". Ce tamis est placé dans une boîte de Pétri remplie d'eau. Les nématodes se déplacent activement à travers le tamis et se retrouvent dans la boîte de Pétri alors que les débris sont retenus par le tamis. Le contenu de la boîte de Pétri est récupéré au bout de 48 heures pour le comptage des nématodes.

b) Par tamisage :

Dans le cas d'extractions à partir de faibles volumes de sol (< 10cm³), la terre est mise en solution dans 250 ml d'eau. La suspension est filtrée à travers 4 tamis superposés de 50 µm de maille. Puis la méthode se poursuit comme précédemment.

2. EXTRACTION DES NEMATODES DES RACINES

Les racines sont lavées sous un courant d'eau faible. Un indice de galles (fig. 8) est donné à chaque système racinaire selon la grille de Zeck (1971).

Les nématodes sont extraits des racines selon la méthode de Seinhorst (1950). Une certaine masse de racines, dont on déterminera le poids sec après extraction, est placée sur un tamis grossier posé dans une boîte munie d'un trop-plein, le tout sous un brouillard d'eau (fig. 7B). Les nématodes sortent des racines pourrissantes (phénomène naturel) et sont entraînés par le courant d'eau créé par le brouillard dont le cycle est de 30 secondes d'aspersion à un débit de 400 cm³/heure et 6 minutes d'arrêt. Dans le cas de *Meloidogyne* spp., les oeufs contenus dans les masses d'oeufs vont éclore et libérer des juvéniles; pour ces espèces, on ne recueille pas la population infestante mais sa

Figure 7 : A = technique d'extraction des nématodes du sol (Seinhorst, 1962). B = technique d'extraction des nématodes des racines (Seinhorst, 1950).

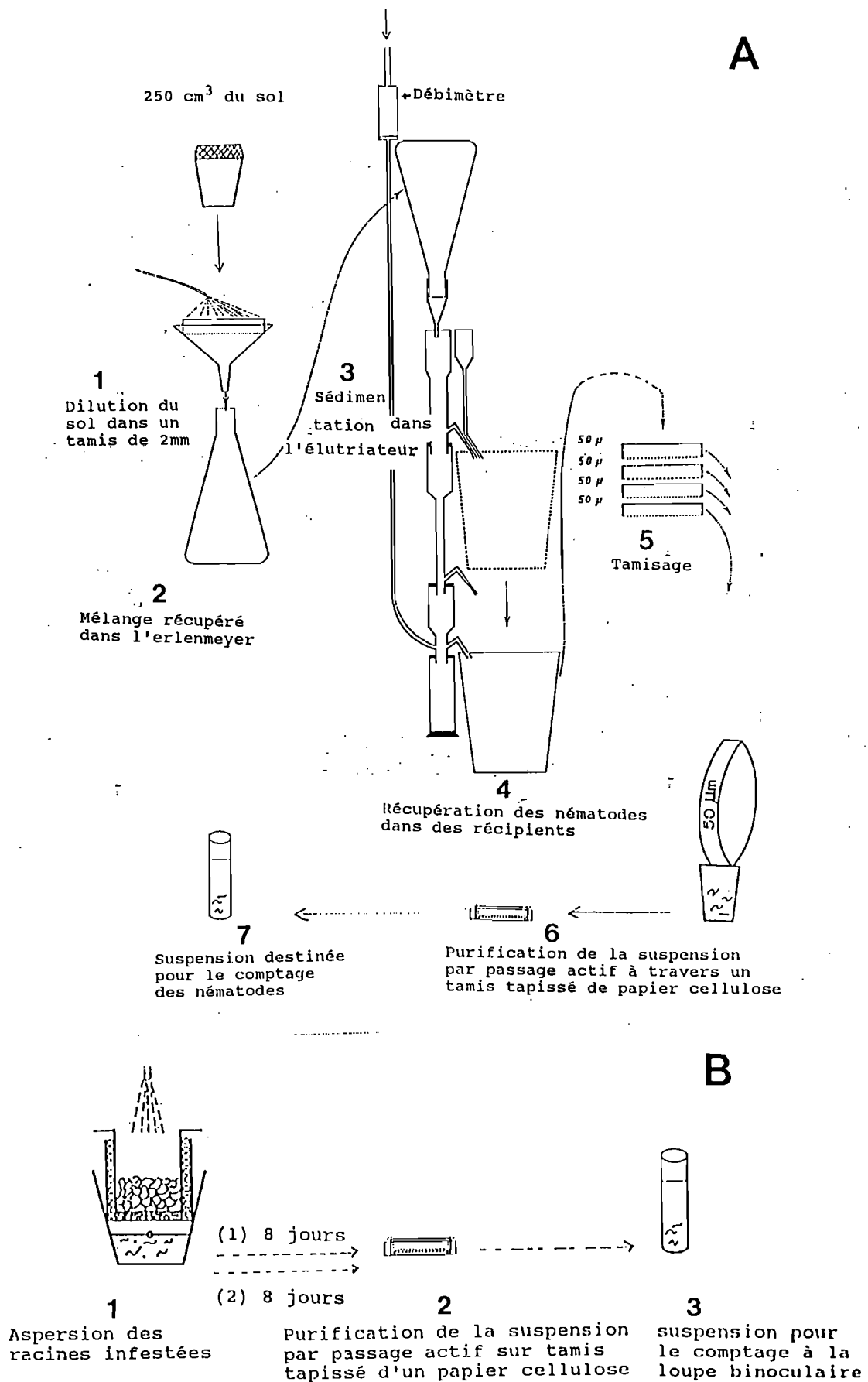
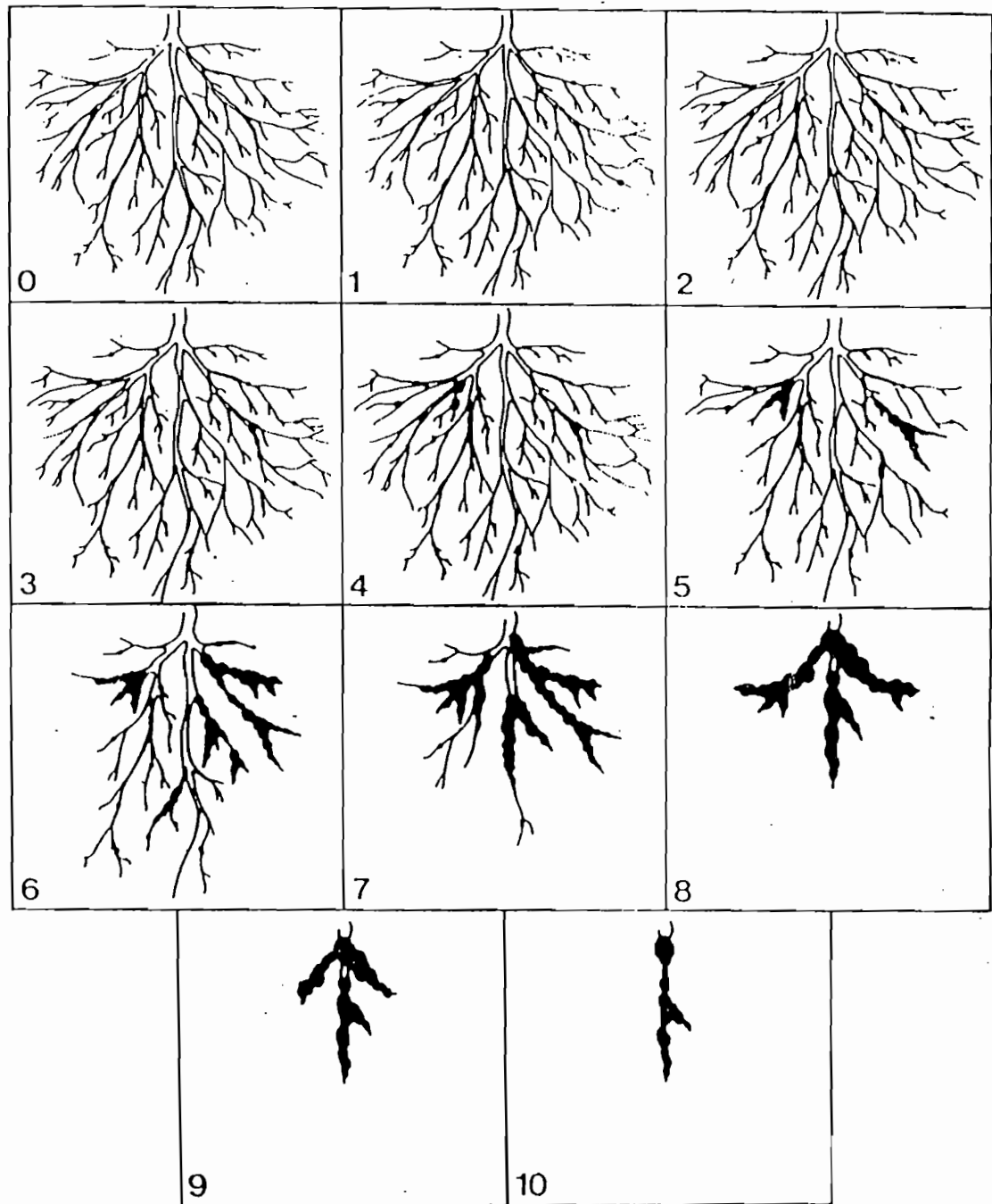


Figure 8 : échelle des indices de galles (Zeck, 1971).



descendance (infestation potentielle). Une, puis deux semaines après, la suspension contenant les nématodes et quelques débris végétaux est versée dans un tamis recouvert d'un papier "kleenex" afin de séparer les nématodes des débris comme après l'élutriation.

Après la deuxième sortie, les racines sont séchées à température ambiante, puis pesées.

3. COMPTAGE DES NEMATODES

Il se fait au microscope stéréoscopique (grossissement x40). Les comptages sont effectués sur une partie aliquote de 5 cm³ dans une lame ouverte quadrillée (Merny & Luc, 1969) et les nombres de nématodes sont ramenés au dm³ de sol ou au gramme de racines.

4. ANALYSE DES POPULATIONS DE *PASTEURIA PENETRANS*

a) Détection de *P. penetrans* dans le sol :

Pour détecter la présence de *P. penetrans* et estimer son abondance, on dénombre les juvéniles de *Meloidogyne* parasités ainsi que le nombre de spores par juvénile. La détection est faite au microscope photonique au grossissement x50 et le comptage des spores fixées sur la cuticule des juvéniles est fait au grossissement x120. Le nombre de nématodes infestés est rapporté au dm³ de sol ou en % de la population totale de juvéniles.

b) Extraction des spores des femelles de *Meloidogyne* spp. :

Les racines de plantes infestées par *Meloidogyne* spp. sont lavées et découpées en fragments d'environ 1 cm. Environ 3 g de racines sont immergés dans 75 ml d'une solution enzymatique de 20% de Pectinex® Ultra SP-L (préparation de polygalacturonase, pectinestérase, pectine-transéliminase et hémicellulases d'*Aspergillus niger*) et de 40% de Celluclast® 1,5L (préparation de cellulase de *Trichoderma reesei*). La suspension est placée sur un agitateur orbital (100 tr/mn) pendant 12 heures, puis mixée par impulsions brèves. Après digestion enzymatique des tissus racinaires et mixage, les femelles de *Meloidogyne* sont libérées. Elles sont prélevées, rincées à l'eau distillée et stockées dans 0,1 ml d'eau distillée en tubes Eppendorf à l'obscurité à 5°C.

Pour obtenir une suspension de spores de *P. penetrans*, les femelles de *Meloidogyne* sont broyées dans le tube Eppendorf à l'aide d'un micropilon. La concentration de spores dans la suspension est déterminée après 3 comptages sur cellule de Mallassez et rapportée au ml de suspension.

B. PROTOCOLES EXPÉRIMENTAUX

1. ORIGINE ET CARACTÉRISTIQUES PHYSICO-CHIMIQUES DES SOLS ÉTUDIÉS

La majorité des expériences conduites au cours de cette étude a porté sur 4 sols. L'un d'eux, sableux, provenait d'une zone non cultivée de la station expérimentale du Centre de Développement

Horticole (ISRA) à Cambérène. Un autre, argileux, provenait d'une zone non cultivée de la vallée occidentale du fleuve Sénégal. Ces deux sols n'étaient infestés ni par *Meloidogyne* spp., ni par *P. penetrans*. Les deux autres sols, sablo-argileux, provenaient de la station expérimentale de l'ENSA de Thiès. Les deux sols étaient autant infestés en *M. javanica* l'un que l'autre (20 000 juvéniles/dm³). Mais l'un d'eux, prélevé sur une parcelle cultivée en aubergine africaine (*Solanum aethiopicum*) était infesté par *P. penetrans* (+PP) alors que l'autre, prélevé sur une parcelle voisine cultivée en tomate (*Lycopersicon esculentum*) en était indemne (-PP).

Les caractéristiques physico-chimiques de ces sols sont présentées dans le tableau 2.

Tableau 2 : caractéristiques physico-chimiques ces sols étudiés

Caractéristiques	Sol sableux	Sol - PP	Sol +PP	Sol argileux
Granulométrie (%)				
argiles (0-2 μ m)	2,57	6,3	10,3	57,1
limons fins (2-20 μ m)	0,86	1,5	1,7	12,4
limons grossiers (20-50 μ m)	1,2	2,4	2,4	10
sables fins (50-200 μ m)	46,2	46,3	44	21,7
sables grossiers (200-2000 μ m)	50,4	42,5	40,7	0,2
Matière organique				
carbonne (‰)	0,24	0,21	0,29	2,68
azote (‰)	0,04	0,03	0,04	0,42
C/N	6,1	7,1	7,3	6,4
Analyse minérale				
P ₂ O ₅ total (ppm)	198	451	1 320	1 477
P ₂ O ₅ assimilable (ppm)	94	97	163	445
Ca (még/%)	0,83	0,31	0,3	0,29
Mg (még/%)	0,44	0,09	0,12	0,36
Na (még/%)	0,17	0,15	0,14	0,22
K (még/%)	0,14	0,09	0,14	0,16
pH H ₂ O	6,98	7,15	7,56	5,1

2. ÉVALUATION DE LA POROSITÉ DES SOLS

Nous avons évalué la porosité des sols à l'aide de deux méthodes, l'une servant à apprécier la capacité maximale de rétention en eau, l'autre servant à apprécier la vitesse de percolation.

a) Capacité de rétention :

Des colonnes de PVC de 10 cm de haut et 1,5 cm de diamètre intérieur (16 cm³ utiles), fermés à une extrémité par un tamis de 50 μ m, sont remplis avec l'un des 4 sols tamisés à 1mm, jusqu'à une hauteur de 9 cm. Les colonnes pleines sont trempées dans de l'eau distillée pendant 6 heures afin de saturer la terre. Les colonnes sont ensuite retirées du bain et laissées à égoutter. Dès que plus aucune goutte d'eau n'apparaît, chaque colonne est pesée (poids frais Pf + tare T), puis placée à l'étude à 60-70°C pendant 36 heures et à nouveau pesée (poids sec Ps + tare T). Dix répétitions ont été prévues pour chaque sol.

La capacité de rétention CR est exprimée en % du poids sec : $CR = 100 \cdot (Pf - Ps) / (Ps - T)$.

b) Vitesse de percolation :

Des colonnes de terre sont préparées comme précédemment jusqu'à l'étape de saturation en eau. Puis elles sont placées sur des flacons de 500 ml au dessous d'une rampe de systèmes à perfusion (aiguille, tube silicone et vanne moletée) reliés à une bonbonne d'eau distillée (fig. 9A).

Détermination du débit appliqué :

Un débit croissant est appliqué au dessus des colonnes de terre jusqu'au seuil de colmatage. Ainsi, les débits ont été fixés à 8 gouttes/mn pour le sol argileux et 10 gouttes/mn pour les autres.

Dynamique de percolation :

Les percolats d'eau sont recueillis dans les flacons situés sous les colonnes de terre toutes les 30 mn pendant 5 heures.

3. TRANSPORT DES JUVÉNILES DE *M. JAVANICA* PAR L'EAU

Trois modes de passage de l'eau ont été comparés :

a) Par goutte à goutte :

Le dispositif expérimental était équivalent à celui décrit précédemment. Des juvéniles de *M. javanica* sont inoculés dans l'horizon 0-1 cm à raison de 450 ± 25 dans le sol sableux, 650 ± 10 dans le sols -PP, 750 ± 10 dans le sol + PP et 450 ± 20 dans le sol argileux (fig. 9A).

b) Par gravitation :

Des colonnes de PVC de 20 cm de haut et 1,5 cm de diamètre intérieur, fermés à une extrémité par un tamis de $50\mu\text{m}$, sont remplis avec l'un des 4 sols tamisés à 1mm, jusqu'à une hauteur de 9 cm. Les colonnes pleines sont trempées dans de l'eau distillée pendant 6 heures afin de saturer la terre. Les colonnes sont alors placées sur des flacons de 500 ml. Des juvéniles de *M. javanica* sont inoculés dans l'horizon 0-1 cm à raison de 500 ± 25 dans le sol sableux, 500 ± 30 dans le sols -PP, 500 ± 10 dans le sol +PP et 460 ± 25 dans le sol argileux. La partie supérieure vide des colonnes (11 cm) est remplie d'eau et le volume est maintenu constant par des apports d'eau continus (fig. 9B).

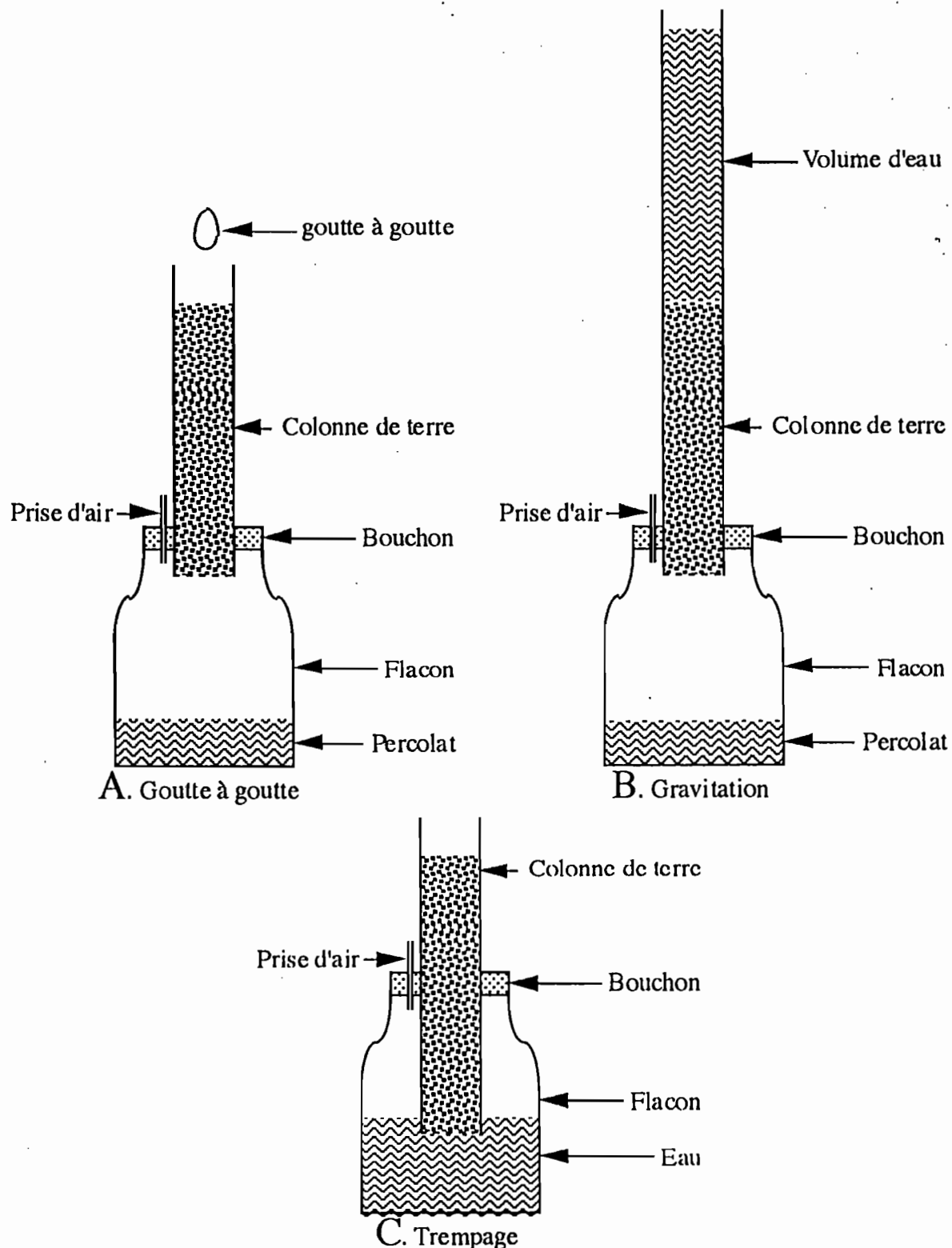
c) Par trempage :

Des colonnes de terre sont préparées comme précédemment jusqu'à l'étape de saturation en eau. Puis elles sont placées sur des flacons de 500 ml avec le fond des colonnes trempant dans un volume d'eau. Des juvéniles de *M. javanica* sont inoculés dans l'horizon 0-1 cm à raison de 450 ± 30 dans le sol sableux, 510 ± 20 dans le sols -PP, 500 ± 10 dans le sol + PP et 460 ± 20 dans le sol argileux (fig. 9C).

Les sols n'étant pas autoclavés, l'inoculation de juvéniles dans les sols -PP et +PP revient à apporter un excès de nématodes par rapport à l'inoculum naturel et à masquer l'effet de celui-ci.

Dans les trois cas, l'eau contenue dans les flacons est recueillie toutes les 24 heures et les juvéniles de *M. javanica* sont dénombrés. Quand plus aucun juvénile n'est détecté, la terre est retirée des colonnes par pression d'air. Chaque carotte de sol est divisée en trois horizons égaux mélangés à 250 ml d'eau. Les nématodes sont extraits par tamisage et dénombrés. Dix répétitions ont été prévues pour chaque sol.

Figure 9 : dispositifs expérimentaux utilisés pour la mesure de la vitesse de percolation des sols (A) et pour l'étude du transport des juvéniles de *Meloidogyne javanica* (A, B, C) et des spores de *Pasteuria penetrans* (A).



4. TRANSPORT DES JUVÉNILES DE *M. JAVANICA* DANS LE SOL SOUS CULTURE

Des colonnes de PVC de 20 cm de long et 5 cm de diamètre intérieur (350 cm³ utiles), fermés à une extrémité par un tamis de 50µm, sont remplis avec l'un des 4 sols tamisés à 1mm. Une semaine après avoir repiqué des plants de tomate cv. Roma (variété sensible) âgés de 2 semaines, 250 juvéniles de *M. javanica* sont inoculés. Les colonnes sont alors placées au dessus de boîtes de récupération de l'eau de percolation. Un arrosage intensif est appliqué quotidiennement à raison de 175 ml pour le sol sableux, 125 ml pour les sols -PP et +PP et 50 ml pour le sol argileux. L'eau de percolation est prélevée toutes les 24 heures et les nématodes y sont dénombrés directement. Dès les premiers symptômes de vieillissement des plants (4 semaines après l'inoculation des juvéniles pour le sol argileux et 6 semaines pour les autres sols), les plants de tomate sont prélevés. Un indice de galle est affecté aux systèmes racinaires. Les nématodes sont extraits des racines et du sol, puis dénombrés. Dix répétitions ont été prévues pour chaque sol.

5. TRANSPORT PASSIF DES SPORES DE *P. PENETRANS* PAR L'EAU

La technique du goutte à goutte a été choisie comme mode d'application de l'eau. Le dispositif expérimental était équivalent à celui décrit précédemment pour l'étude du transport des juvéniles de *M. javanica*. Les spores de *P. penetrans* sont inoculés dans l'horizon 0-1 cm à raison d'environ 41,5.10⁶ spores dans le sol sableux, 8.10⁶ dans le sols -PP, 6,3.10⁶ dans le sol +PP et 34,6.10⁶ dans le sol argileux. Les sols n'étant pas autoclavés, l'inoculation de spores dans le sol +PP revient à apporter un excès de spores par rapport à l'inoculum naturel et à masquer l'effet de celui-ci. L'eau percolée est recueillie toutes les 24 heures et filtrée à 0,3µm. Le refus du tamis contenant les spores est repris dans 5 ml d'eau. Les spores sont dénombrées comme décrit précédemment. Quand plus aucune spore n'est détectée, la terre est retirée des colonnes par pression d'air. Chaque carotte de sol est divisée en 4 horizons égaux mélangés à 10 ml d'eau. Après 5 mn de décantation, la suspension est filtrée à 32, 5 puis 0,3µm. Les spores sont reprises du tamis et dénombrées comme précédemment. Dix répétitions ont été prévues pour chaque sol.

6. INFLUENCE DES SOLUTIONS DE SOL SUR LA FIXATION DES SPORES DE *P. PENETRANS* SUR LES JUVÉNILES DE *M. JAVANICA*

Chaque sol est mis en solution aqueuse à raison de 100g dans 250 ml d'eau distillée. Après 90 mn de décantation, le surnageant est filtré à 32, 5 et 0,3µm afin d'éliminer tout micro-organisme susceptible de perturber les expérimentations et de ne garder que la fraction chimique de la solution. Un inoculum de 100 juvéniles de *M. javanica* et un inoculum de 6.10⁶ spores de *P. penetrans* sont mis en suspension dans 5 ml de filtrat de sol. Les juvéniles infestés par *P. penetrans* et les spores fixées sur les juvéniles sont dénombrées après 24 heures d'incubation. Cinq répétitions ont été prévues pour chaque sol.

7. RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE *M. JAVANICA* ET DE *P. PENETRANS*

Cette étude a été menée à l'ENSA de Thiès, sur la parcelle cultivée en aubergine africaine (*S. aethiopicum*) infestée en *M. javanica* et en *P. penetrans* (citée précédemment). Des prélèvements de sol ont été effectués au pied d'un plant tous les 4m sur 92 m, sur 4 lignes séparées de 4m (équivalent à $4 \times 24 = 96$ échantillons). Les juvéniles de *M. javanica* ont été extraits du sol par élutriation et les juvéniles infestés par *P. penetrans* et les spores fixées sur les juvéniles ont été dénombrés.

8. ANALYSES STATISTIQUES

Les données ont été analysées à l'aide des tests de rang de Kruskal & Wallis et de Man Whitney. Toutes les données exprimées en % ont été préalablement transformées en $\arcsin\sqrt{\text{proportion}}$.

Les données recueillies lors de l'étude sur la répartition géographique de *M. javanica* et *P. penetrans* ont été analysées par le test de régression.

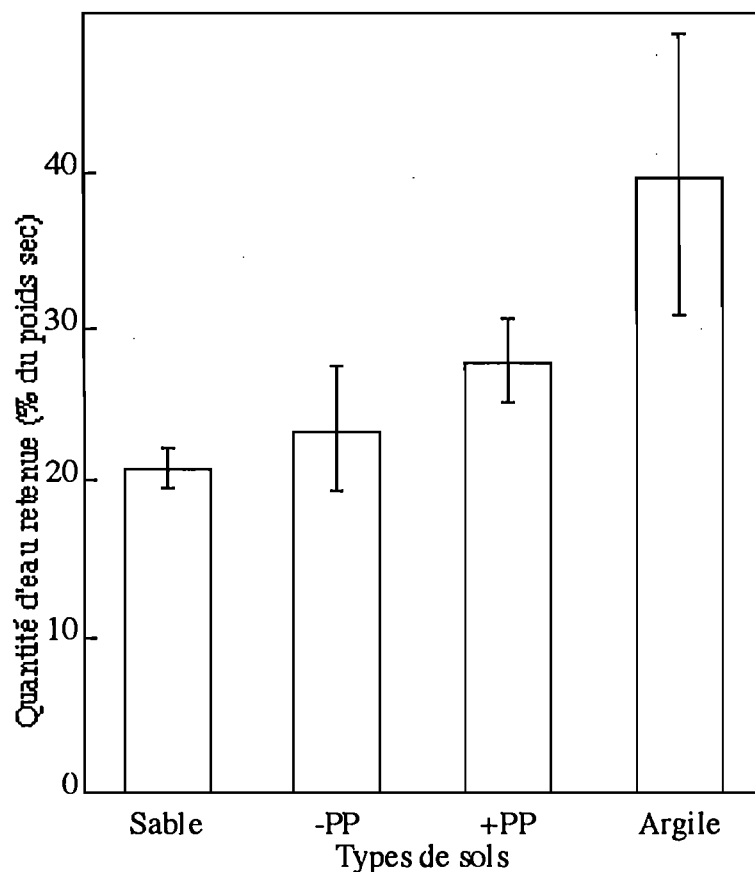
RÉSULTATS

1. ÉVALUATION DE LA POROSITÉ DES SOLS

a) Capacité de rétention (fig. 10)

Le sol sableux retient 20,8% de son poids en eau. Le sol argileux retient 39,9% de son poids. La capacité de rétention du sol argileux est donc le double de celle du sol sableux. Celle des deux sols sablo-argileux sont intermédiaires : la capacité de rétention du sol -PP (23,2%) n'est pas significativement différente de celle du sol sableux. Celle du sol +PP (27,9%), équivalente à celle du sol -PP, est beaucoup moins importante que celle du sol argileux mais plus élevée que celle du sol sableux.

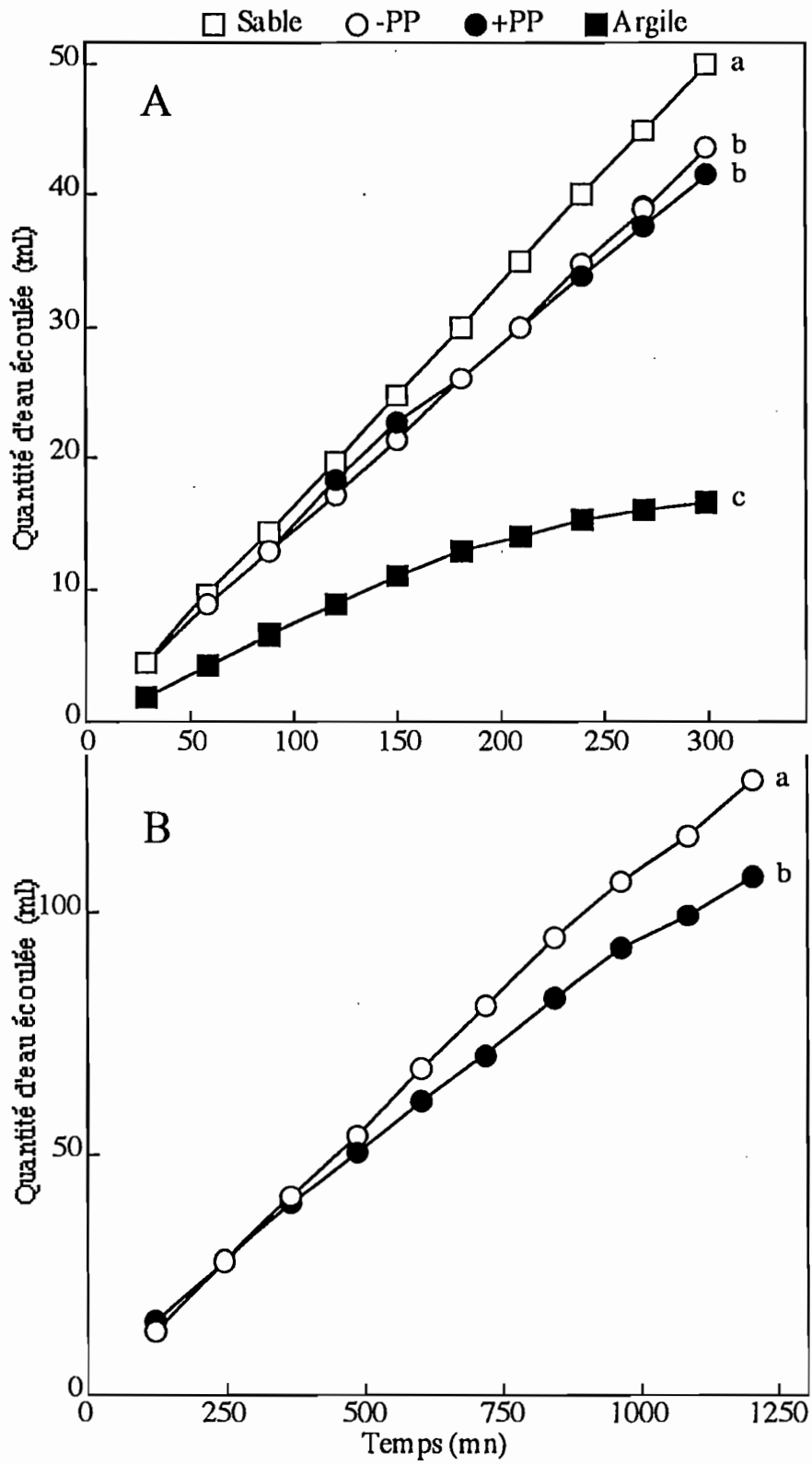
Figure 10 : capacité de rétention en eau des 4 sols étudiés (les barres représentent l'intervalle de confiance, $p < 0,05$).



b) Vitesse de percolation

Dans une première expérience (fig. 11A), nous avons comparé les quantités d'eau écoulées à travers les sols sableux, argileux et les sols -PP et +PP sur une durée relativement courte (5 heures). Pendant toute la durée de l'expérience, c'est à travers le sol sableux que s'est écoulée la plus grande quantité d'eau. La vitesse de percolation était constante (croissance linéaire). C'est à travers le sol

Figure 11 : vitesse de percolation (A) des 4 sols étudiés sur une durée de 5 heures et (B) des deux sols -PP et +PP sur une durée de 20 heures (les données finales suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).



argileux que s'est écoulée la plus faible quantité d'eau. La vitesse de percolation était constante pendant environ 2 heures, puis a diminué. Dans les sols -PP et +PP, les quantités d'eau écoulées sont significativement intermédiaires de celles des deux sols précédents mais équivalentes entre elles. Cependant, nous avons observé que l'écoulement de l'eau avait tendance à diminuer dans le sol +PP.

Nous avons donc repris l'expérience (fig. 11B) avec ces deux sols sur une durée plus longue (20 heures). Nous constatons et confirmons que si la vitesse de percolation est constante dans le sol -PP, elle diminue significativement en fin d'expérience dans le sol +PP.

2. TRANSPORT DES JUVÉNILES DE *MELOIDOGYNE JAVANICA* PAR L'EAU

a) Dans un sol nu :

Nous rappelons que trois modes d'application de l'eau ont été utilisés : le goutte à goutte, la gravitation et le trempage.

Goutte à goutte :

Au bout de 24 heures, 60% des juvéniles de *M. javanica* inoculés ont traversé la colonne de sol sableux (fig. 12A) alors que seulement 22% de l'inoculum a traversé le sol -PP, 5,5% le sol argileux et 0,3% le sol +PP. Ces proportions augmentent au cours des 24 heures suivantes sauf dans le sol +PP où l'on observe un retard de 48 heures. Puis elles se stabilisent, sauf dans le sol sableux. En fin d'expérience (190 heures), il est passé près de 80% de l'inoculum dans le sol sableux, alors que les proportions sont plus faibles et équivalentes dans le sol -PP et le sol argileux (respectivement 26,5% et 21%) et encore plus faibles dans le sol +PP (4,5%).

La proportion de l'inoculum extraite des trois horizons de sol en fin d'expérience (fig. 12B) est équivalente dans le sol sableux (12,6%) et dans le sol argileux (13,4%). Elles sont significativement inférieures dans les sols -PP (5,8%) et +PP (8,6%). Mais les nématodes ne sont pas répartis de la même manière dans les trois horizons :

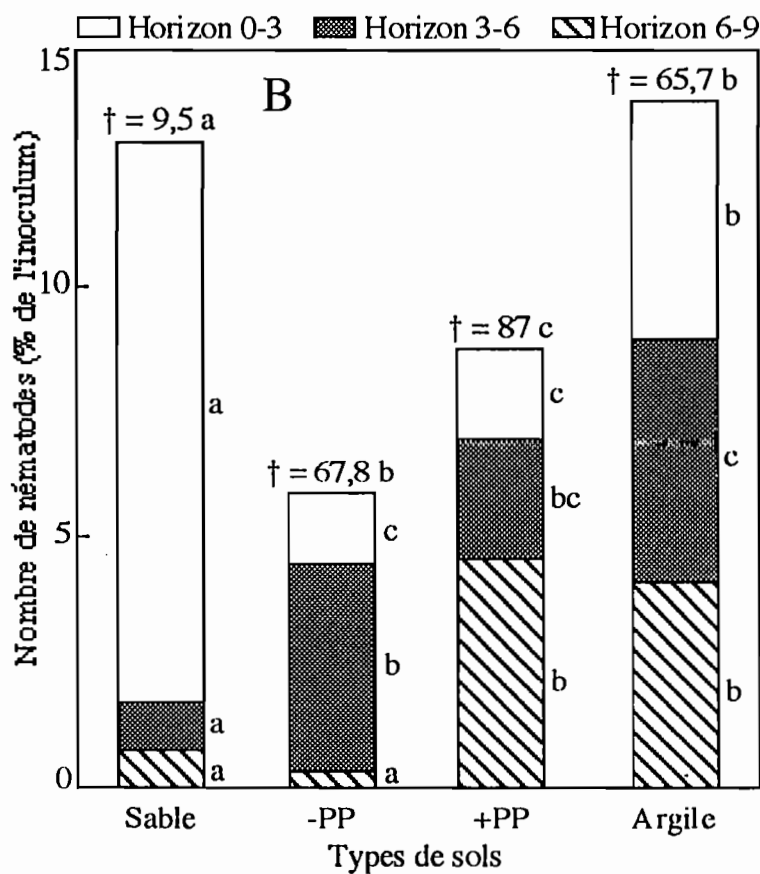
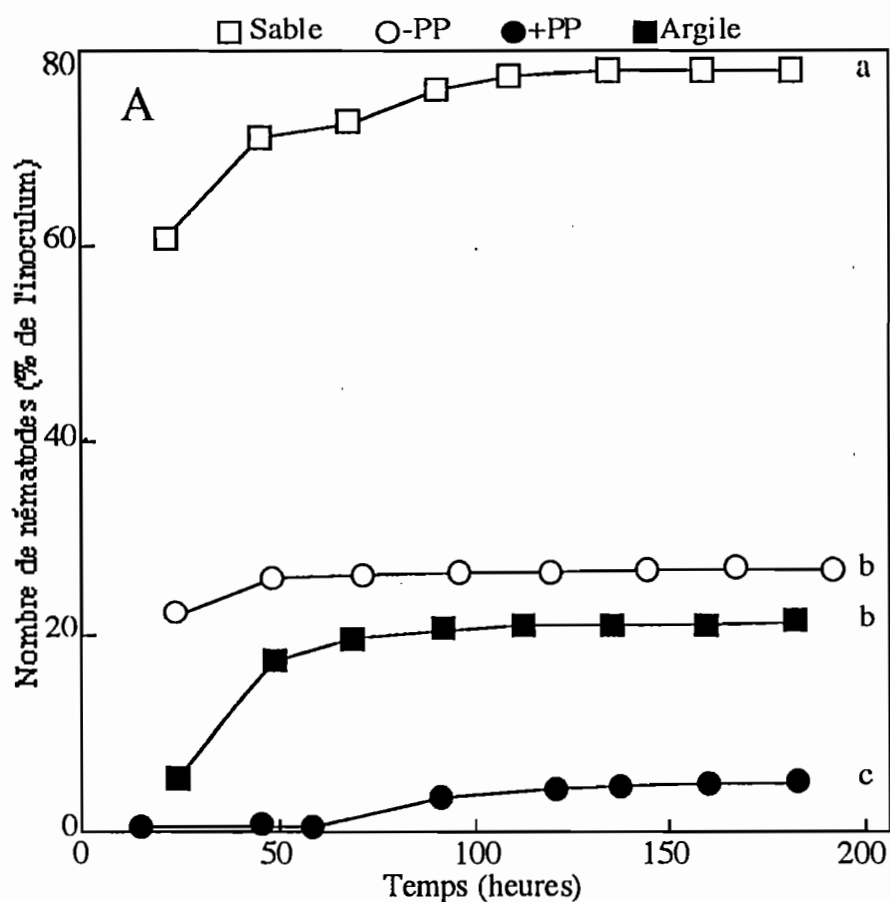
- ils sont répartis uniformément dans les trois horizons du sol argileux.
- ils sont plus nombreux dans l'horizon supérieur du sol sableux, dans l'horizon médian du sol -PP et dans l'horizon inférieur du sol +PP.

La proportion de juvéniles morts est significativement plus importante dans le sol +PP (87%). Elle est équivalente dans le sol -PP (67,8%) et le sol argileux (65,7%). Elle est très faible dans le sol sableux (9,5%).

Gravitation :

Dans l'expérience précédente (goutte à goutte) le débit d'eau était maintenu constant de jour comme de nuit, alors que, dans celle-ci, l'apport d'eau était interrompu pendant la nuit. Nous avons donc relié la dynamique de percolation des nématodes non plus au temps mais au volume d'eau apporté.

Figure 12 : percolation des juvéniles de *Meloidogyne javanica* sous goutte à goutte. A = dynamique dans les 4 sols étudiés. B = proportions de juvéniles extraits du sol en fin d'expérience et proportions de juvéniles morts (†) (les données suivies d'une même lettre pour un même horizon ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).



C'est dans le sol sableux que passe la plus forte proportion de juvéniles (près de 30%). Par contre 1,7% 1,3% et 0,2% seulement de l'inoculum traversent respectivement le sol -PP, le sol +PP et le sol argileux (fig. 13A). Nous avons poursuivi l'expérience jusqu'à ce que plus aucun nématode n'apparaisse dans l'eau de percolation. De ce fait, l'étude a été arrêtée au bout de 105 ml dans le sol argileux, de 245 ml dans les sols -PP et +PP et 540 ml dans le sol sableux.

Les proportions de l'inoculum extraites des trois horizons de sol en fin d'expérience (fig. 13B) sont très faibles dans les 4 sols puisqu'elle n'excède pas 1%. Cependant, les juvéniles toujours présents dans le sol sont significativement plus nombreux dans le sol argileux que dans le sol +PP, le sol sableux et le sol -PP. Leur répartition par horizon est équivalente entre les 4 sols sauf dans le cas du sol -PP où les juvéniles ne sont présents que dans l'horizon superficiel. C'est d'ailleurs dans cet horizon que se maintient la plus part des nématodes quel que soit le sol considéré, mais de manière plus concentrée dans le sol argileux que le sol +PP et les autres.

La proportion de juvéniles morts est significativement plus importante dans les sols argileux (98,8%), -PP (98,2%) et +PP (98,3%). Elle est plus faible dans le sol sableux (70,9%).

Trempage :

Les proportions de nématodes qui ont traversé les sols n'excèdent pas 1,5% de l'inoculum (fig. 14A). Aussi bien dans le sol sableux que dans le sol argileux, aucun nématode n'a été extrait dans des eaux de trempage. Les juvéniles apparaissent dès les premières 24 heures dans le cas des sols -PP et +PP et la proportion des nématodes extraits est significativement plus importante dans le sol +PP.

La proportion de l'inoculum extraite des trois horizons de sol en fin d'expérience (fig. 14B) est très élevée dans le sol sableux (64%), essentiellement dans l'horizon superficiel. Elle est significativement beaucoup plus faible dans le sol -PP où les nématodes ne se retrouvent que dans les horizons superficiel (0,9%) et médian (0,2%). Aucun nématode n'a été extrait des trois horizons dans le sol +PP et dans le sol argileux. Il en résulte que tous les juvéniles sont morts dans le sol argileux, ainsi que la majorité d'entre eux dans les sols -PP et +PP, alors que 36% seulement sont morts dans le sol sableux.

b) Dans un sol cultivé :

Nous avons poursuivi l'expérience jusqu'à ce que les premiers symptômes de mauvaise croissance des plants apparaissent. De ce fait, l'étude a été arrêtée après avoir apporté 340 ml dans le sol argileux, 2525 ml dans le sol -PP, 2565 ml dans le sol +PP et 2880 ml dans le sol sableux. Au cours du premier mois, les juvéniles de *M. javanica* extraits des eaux de percolation sont rares ou absents quel que soit le type de sol (fig. 15). Par la suite, leur nombre augmente fortement dans l'eau de percolation du sol sableux alors qu'ils restent faibles et équivalents dans celle des sols -PP et +PP et rares dans celle du sol argileux.

En fin d'expérience, la population tellurique de *M. javanica* est environ 10 fois plus importante dans le sol sableux que dans les autres sols (tab. 3). La population racinaire est plus élevée dans le sol sableux et dans le sol -PP que dans le sol +PP et le sol argileux.

Figure 13 : percolation des juvéniles de *Meloidogyne javanica* par gravitation. A = dynamique dans les 4 sols étudiés. B = proportions de juvéniles extraits du sol en fin d'expérience et proportions de juvéniles morts (†) (les données suivies d'une même lettre pour un même horizon ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).

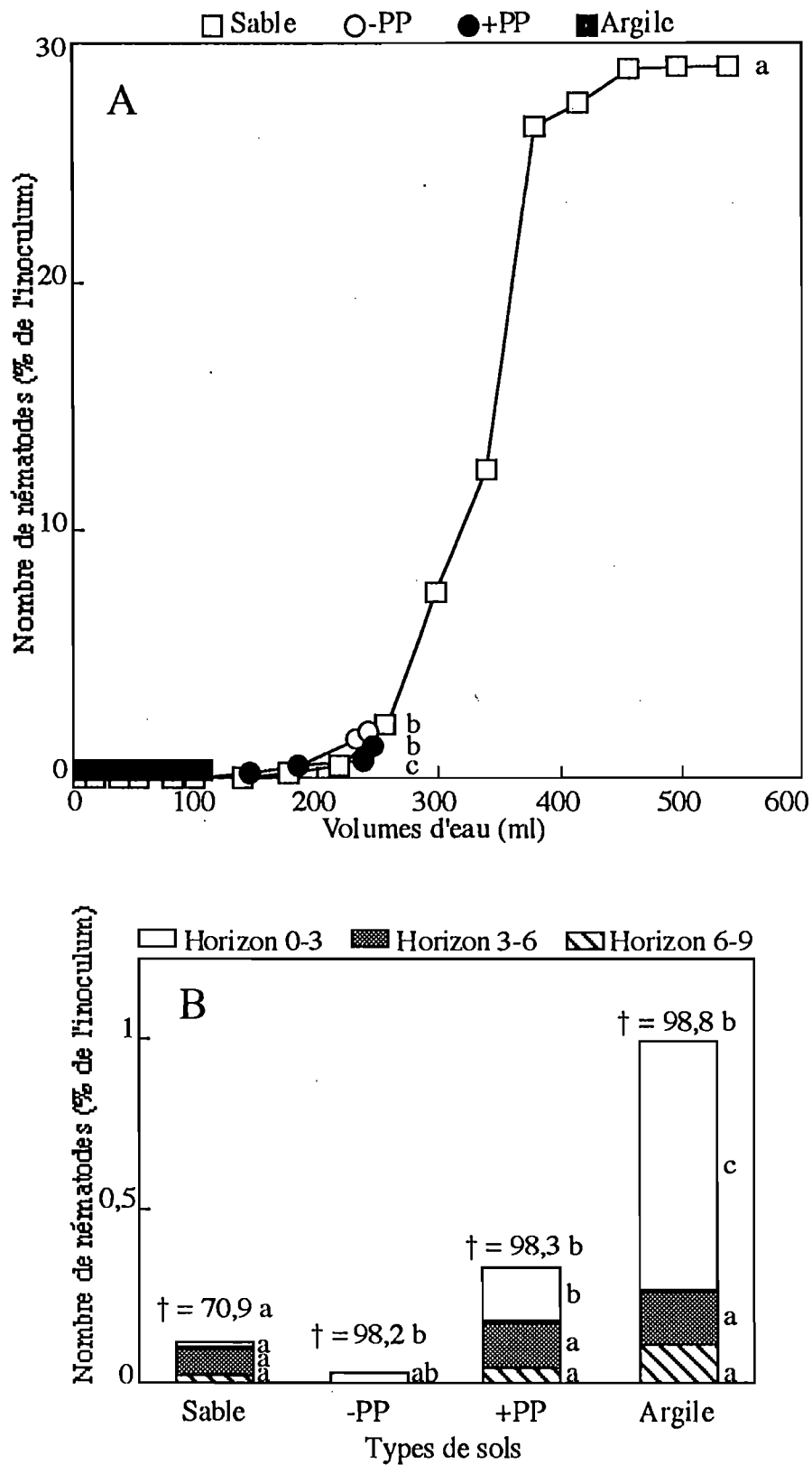


Figure 14 : percolation des juvéniles de *Meloidogyne javanica* par trempage. A = dynamique dans les 4 sols étudiés. B = proportions de juvéniles extraits du sol en fin d'expérience et proportions de juvéniles morts (†) (les données suivies d'une même lettre pour un même horizon ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).

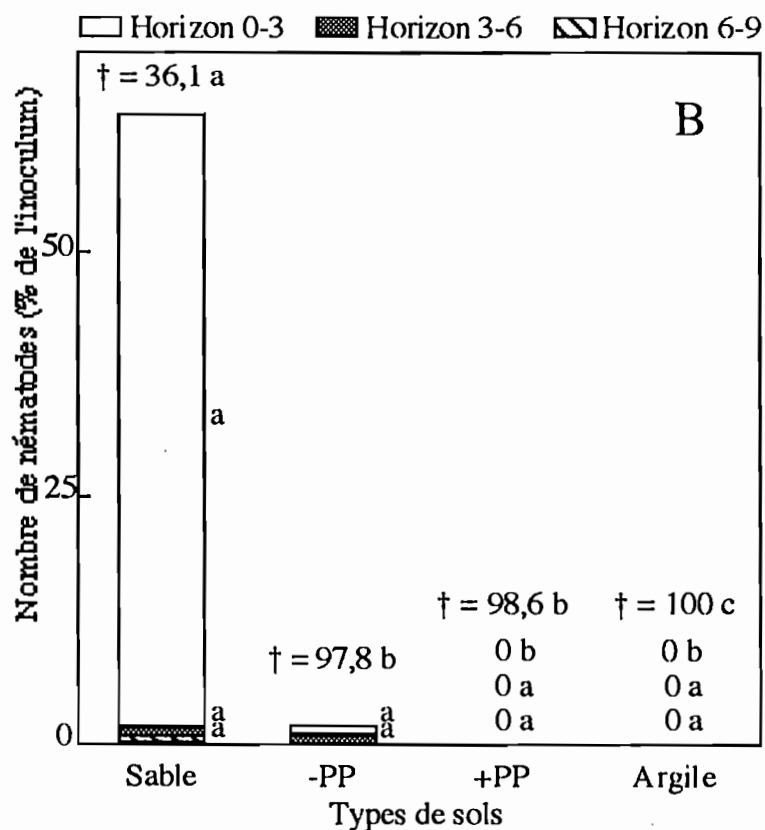
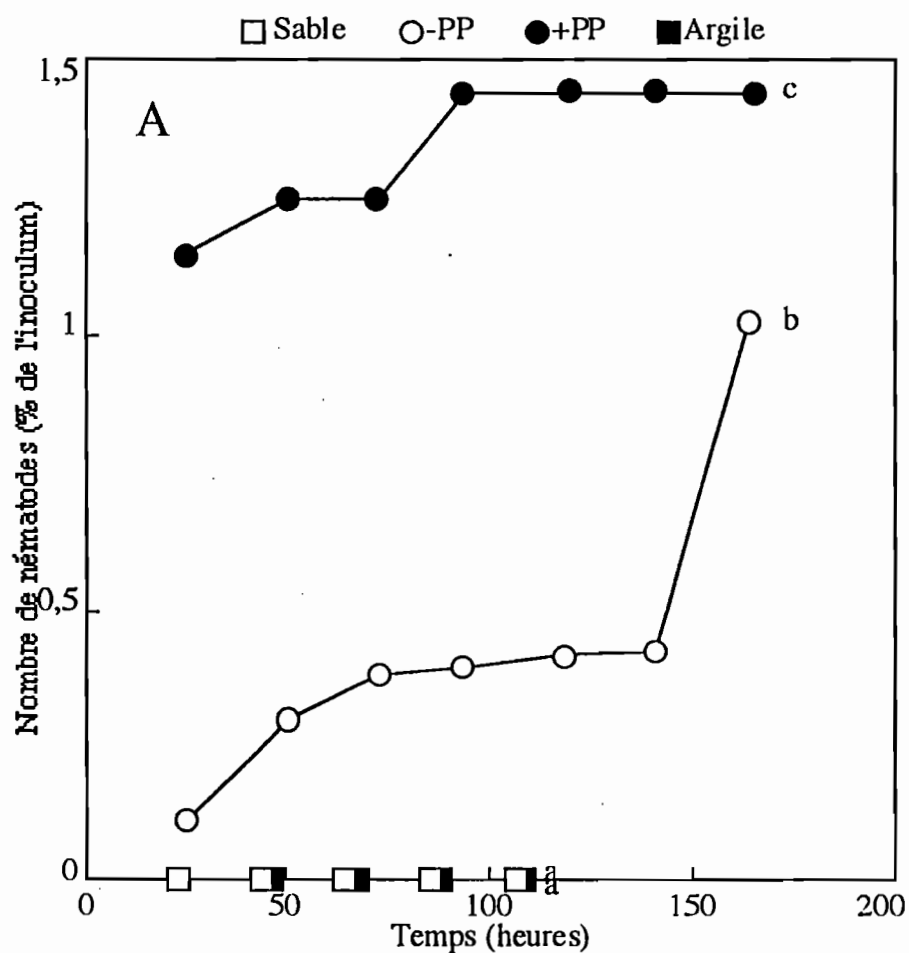


Figure 15 : percolation des juvéniles de *Meloidogyne javanica* inoculés à des plants de tomate dans les 4 sols étudiés (les données suivies d'une même lettre pour un même horizon ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).

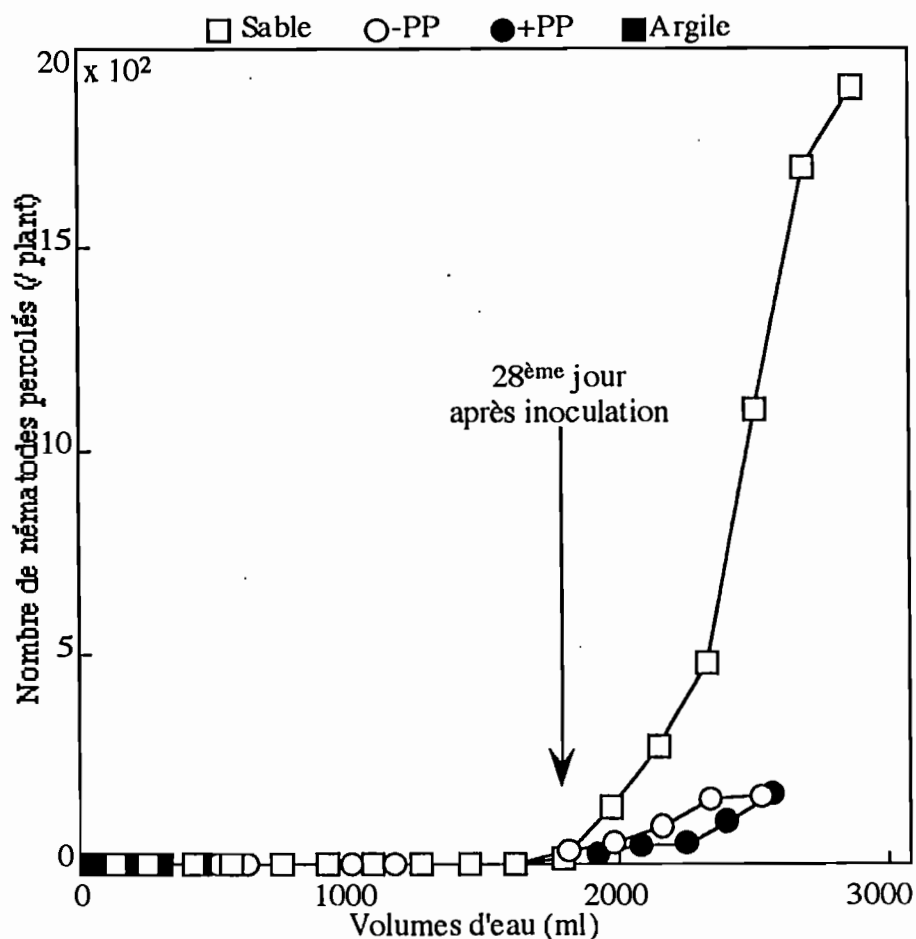


Tableau 3 : influence du sol sur l'indice de galle, le niveau des populations par plant et le taux de reproduction (les données suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).

Sol	Nombre de J2s par plant			Taux de reproduction	Indice de galle
	dans le sol	dans les racines	Total		
Sable	3 152 a	25 440 a	30 484 a	121,9 a	5,3 a
-PP	206 b	22 542 a	22 708 b	90,8 b	4,9 a
+PP	275 b	16 829 b	17 255 c	69,0 c	5,2 a
Argile	397 b	14 651 b	15 048 c	60,2 c	3,4 b

La population totale de juvéniles par plant, qui tient compte des individus recueillis dans l'eau de percolation, est beaucoup plus forte dans le sol sableux que dans le sol -PP et que dans les sols +PP et argileux. Par conséquent le taux de multiplication suit la même tendance et l'on constate que l'inoculum s'est deux fois plus multiplié dans le sol sableux que dans le sol argileux. Les racines sont beaucoup moins galleuses dans le sol argileux que dans les autres sols.

3. TRANSPORT DES SPORES DE *P.ASTEURIA PENETRANS* PAR L'EAU

Les spores de *P. penetrans* apparaissent dans l'eau de percolation dès les premières 24 heures quel que soit le type de sol (fig 16A). Ensuite, leur nombre augmente fortement dans les eaux de percolation des sols sableux, -PP et +PP, alors que plus aucune spore n'apparaît dans celle du sol argileux. En fin d'expérience, la proportion la plus forte de l'inoculum ayant traversé la colonne de terre est obtenue dans le sol sableux (67,7%). Elle est significativement inférieure dans le sol -PP (59,2%), encore plus faible dans le sol +PP (39,1%). C'est à travers l'argile que traversent le moins de spores (10,6%).

En fin d'expérience, c'est dans le sol argileux que l'on a extrait le plus de spores (39,4%). Puis, 31,6% de l'inoculum ont été extraits du sol +PP, 22,4% du sol sableux et enfin 6,2% du sol -PP (fig. 16B). Elles étaient presque uniformément réparties dans les 4 horizons sauf dans le sol +PP où elles étaient plus concentrées dans les deux horizons médians et sauf dans le sol sableux où, au contraire, elles étaient concentrées dans les deux horizons extrêmes. On en a déduit que la proportion de spores non extraites était faible dans le cas du sol sableux (9,9%) et élevée dans le cas du sol argileux. Elle est intermédiaire dans le cas des deux sols -PP et +PP.

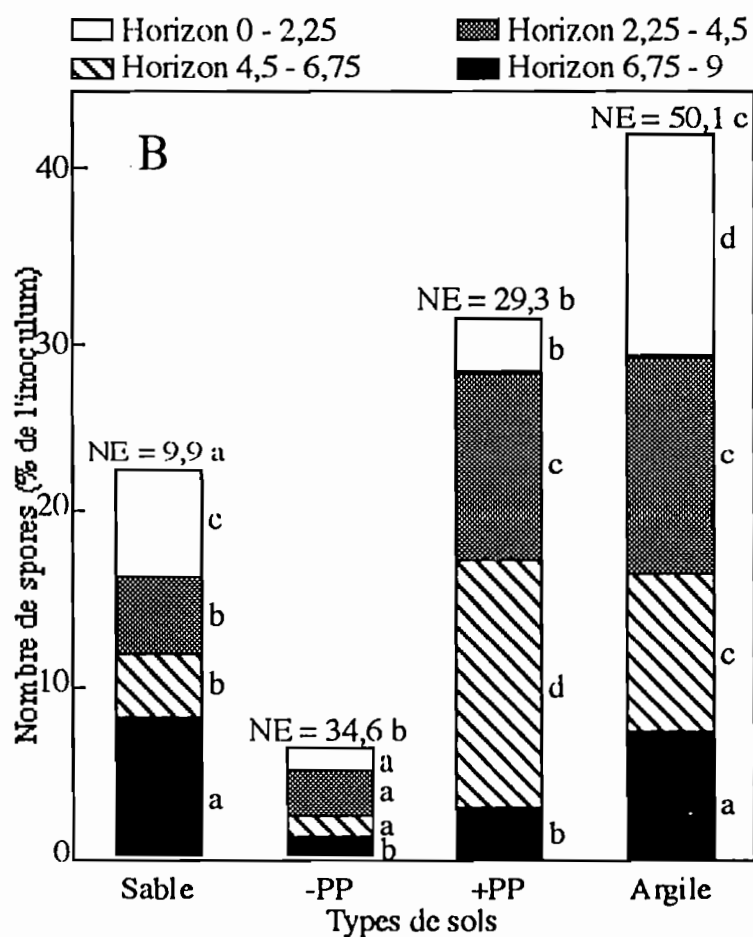
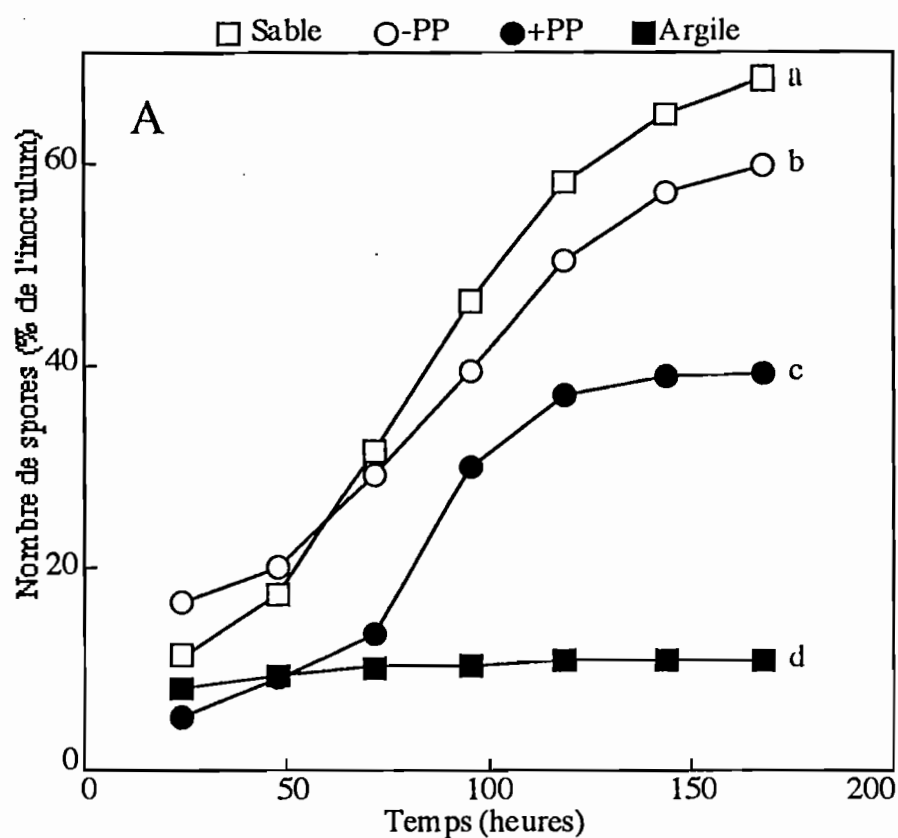
4. EFFETS DE LA SOLUTION DE SOL SUR L'ATTACHEMENT DES SPORES

Après 24 heures d'incubation de juvéniles de *M. javanica* et de spores de *P. penetrans*, on constate que la totalité des juvéniles sont infestés dans le filtrat du sol argileux (tab. 4). La proportion de juvéniles infestés la plus faible est obtenue dans l'eau. Le groupe intermédiaire est constitué par les filtrats des sols sableux, -PP et +PP. C'est aussi dans l'eau que l'encombrement des juvéniles en spores est le plus faible. Par contre il est plus élevé dans le filtrat des sols sableux et argileux, puis dans le sol +PP. C'est dans le filtrat du sol -PP que les juvéniles sont les plus encombrés.

Tableau 4 : incidence du filtrat de sol sur l'attachement des spores de *Pasteuria penetrans* sur les juvéniles ed *Meloidogyne javanica*.

Filtrat	Juvéniles infestés (%)	Nombre de spores / J2
Eau	98,8 a	16 a
Sable	99,7 b	36 b
-PP	99,7 b	46 d
+PP	99,4 ab	42 c
Argile	100 c	37 b

Figure 16 : percolation des spores de *Pasteuria penitans*. A = dynamique dans les 4 sols étudiés. B = proportions de spores extraits du sol en fin d'expérience et proportions de spores non extraites (NE) (les données suivies d'une même lettre pour un même horizon ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$).



5. EFFETS DU SOL SUR LA DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE DU COUPLE *MELOIDOGYNE JAVANICA* - *PASTEURIA PENETRANS*

L'échantillonnage de la parcelle cultivée en aubergine africaine (*S. aethiopicum*) a montré une grande hétérogénéité de l'infestation du sol en juvéniles de *M. javanica* qui varie de 0 à 72 000 individus par dm³. Bien que plus faible, cette hétérogénéité se rencontre au niveau des effectifs en juvéniles parasités par *P. penetrans* qui varient de 0 à 32 500 individus par dm³. Mais on constate que le nombre total de juvéniles parasités, composé des deux classes (J2s parasités par moins et plus de 10 spores), n'évolue pas de manière constante avec le nombre total de juvéniles : il suit une régression binomiale (tab. 5, fig. 17A). En terme de proportion (fig. 17B), on retrouve les mêmes types de régressions, mais inverse pour la classe des juvéniles parasités par plus de 10 spores : plus la population de juvéniles est élevée, plus la proportion de juvéniles parasités par plus de 10 spores est faible. Par contre, la proportion de juvéniles parasités par moins de 10 spores augmente jusqu'à un seuil pour lequel la population totale est d'environ 40 000 juvéniles.

Tableau 5 : caractéristiques des régressions.

	Equations	r ²	p
J2s infestés = f(J2 totaux)	$y_{\text{total}} = 1,14 x - 1,02.10^{-5} x^2$	0,89	< 0,0001
	$y_{1-10} = 0,42 x - 1,95.10^{-6} x^2$	0,61	< 0,0001
	$y_{>10} = 0,72 x - 8,26.10^{-6} x^2$	0,54	< 0,0001
%J2s infestés = f(J2 totaux)	$y_{\text{total}} = 85,5 + 3,2.10^{-4} x - 1,45.10^{-8} x^2$	0,11	0,0061
	$y_{1-10} = 75,2 - 10^{-3} x + 3,1.10^{-9} x^2$	0,13	0,0021
	$y_{>10} = 12,2 + 1,34.10^{-3} x - 1,8.10^{-8} x^2$	0,12	0,0029

Après avoir porté, sur une représentation graphique de la parcelle, les effectifs de juvéniles de *M. javanica* totaux et les proportions de juvéniles infestés par *P. penetrans*, on observe une hétérogénéité spatiale de la répartition des deux organismes.

a) *M. javanica* :

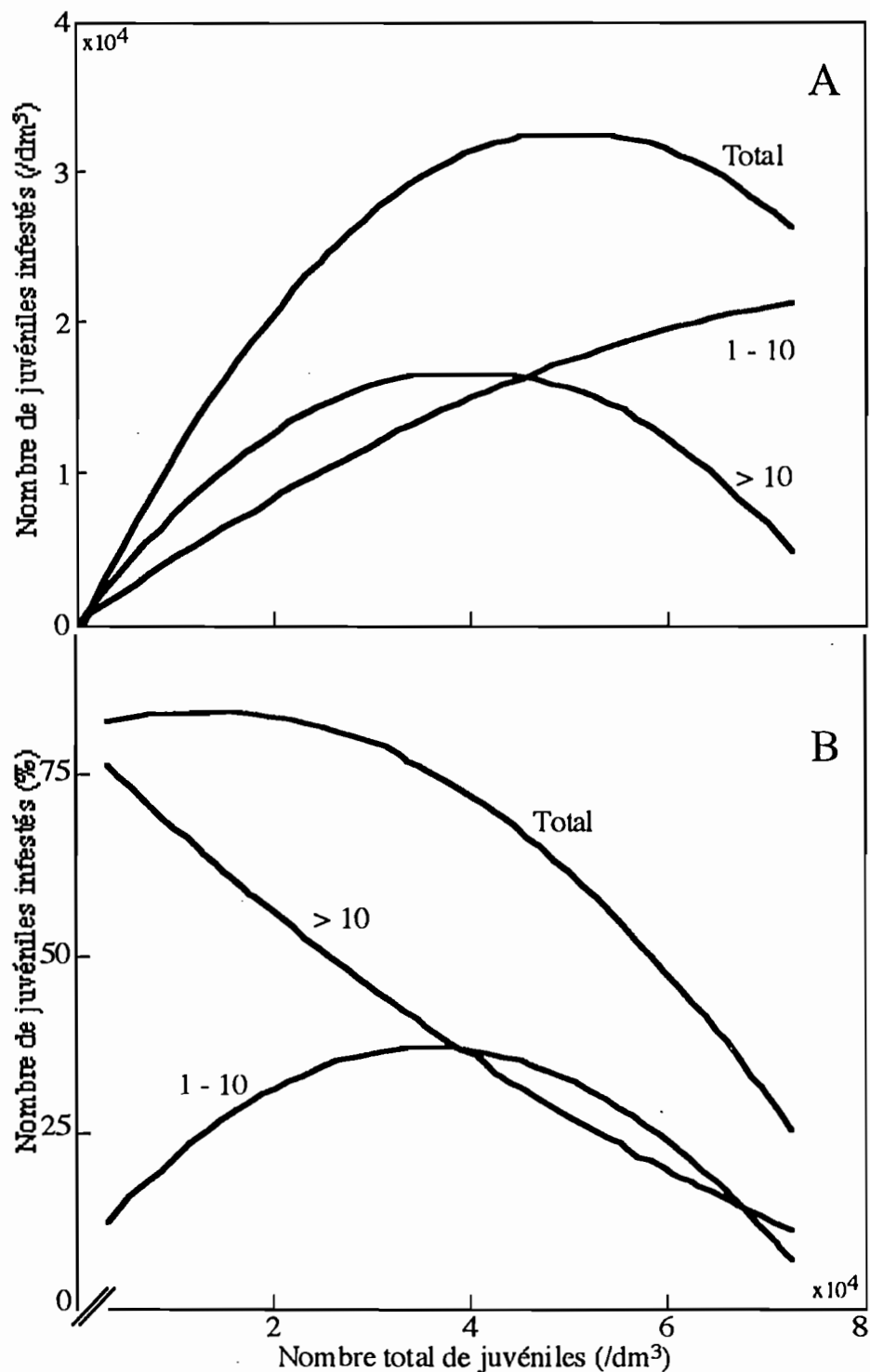
Trois secteurs se distinguent (fig. 18A) : l'un est situé dans la zone A9-A18 / D11-D22, très infesté en juvéniles, avec des populations culminantes à plus de 30 000 individus/dm³ autour des points A11, B17 et C14. Les autres sont situés de part et d'autre avec des populations plus faibles (< 20000 individus/dm³), mais avec quelques foyers épars aux populations plus élevées (points D1, D6 et B23).

b) *P. penetrans* :

Nous observons que plus de 80% des juvéniles sont infestés par *P. penetrans* sur presque la totalité de la surface échantillonnée (fig 18B) et que leur situation correspond en général aux zones les moins infestées en *M. javanica* (0 à 20 000 individus/dm³). En revanche, seulement 20 à 40% des juvéniles situés dans les foyers très infestés B17 et C13 sont parasités. De même au niveau du

foyer D2, nous avons détecté une zone très peu infestée en *P. penetrans* (< 20%) alors que la population en juvéniles de *M. javanica* est élevée. Mais nous trouvons aussi la situation inverse, à savoir une faible infestation en *P. penetrans* dans une zone où la population de *M. javanica* est également faible (foyer A24).

Figure 17 : évolution du nombre (A) et de la proportion (B) de juvéniles de *Meloidogyne javanica* infestés par *Pasteuria penetrans* en fonction du nombre total de juvéniles.

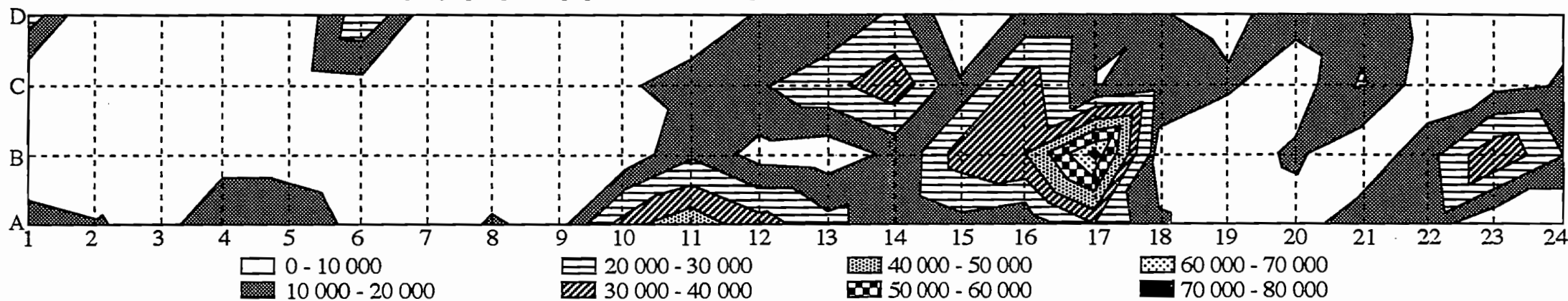


Total = total des juvéniles infestés.
 1 - 10 = juvéniles infestés par 1 à 10 spores.
 > 10 = juvéniles infestés par plus de 10 spores.

Si l'on distingue les deux classes de juvéniles parasités par moins et plus de 10 spores, nous constatons que :

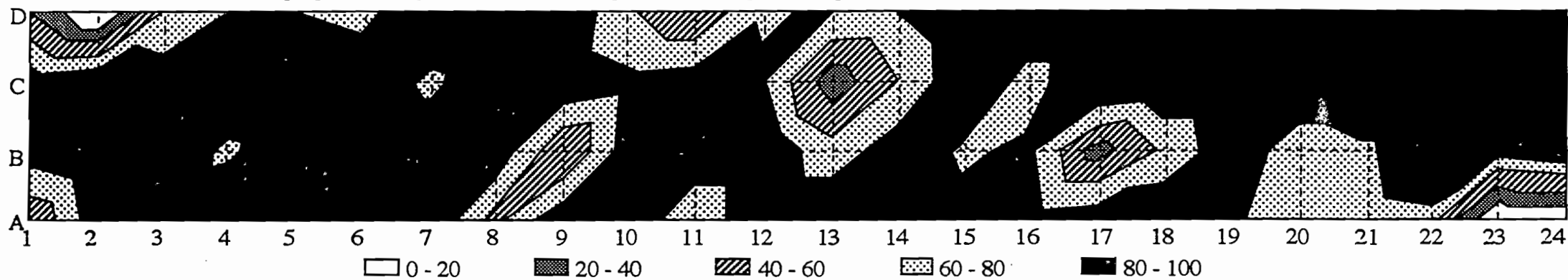
- la distribution géographique des juvéniles parasités par moins de 10 spores recouvre à peu près celle de la population totale de juvéniles (fig. 19A) avec cependant une zone particulière située dans le secteur A16-A23 / B16-B23 où la proportion de juvéniles parasités par moins de 10 spores est plus élevée qu'ailleurs (> 40%).
- la distribution géographique des juvéniles parasités par plus de 10 spores est plus hétérogène et le taux de parasitisme par *P. penetrans* est souvent inversement proportionnel au niveau d'infestation du sol en *M. javanica* (fig. 19B).

A : distribution géographique de population totale de juvéniles de *Meloidogyne javanica* (nématodes / dm³ de sol)

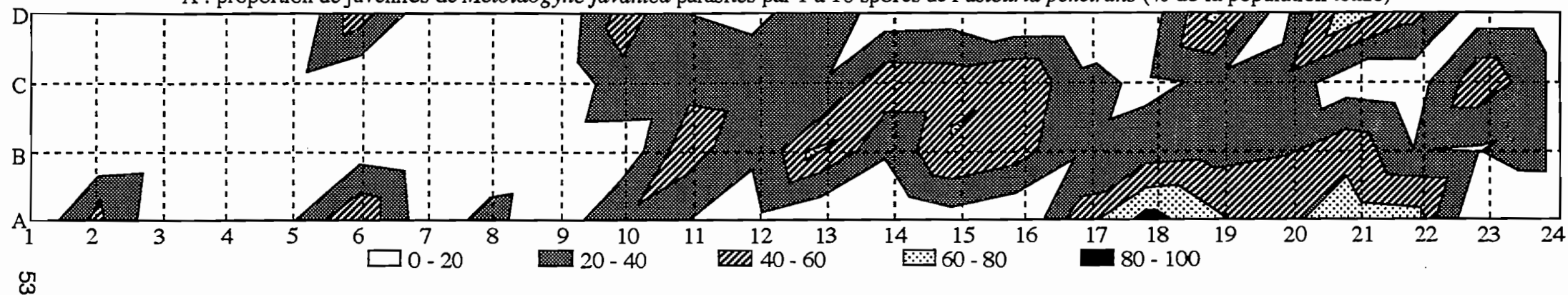


52

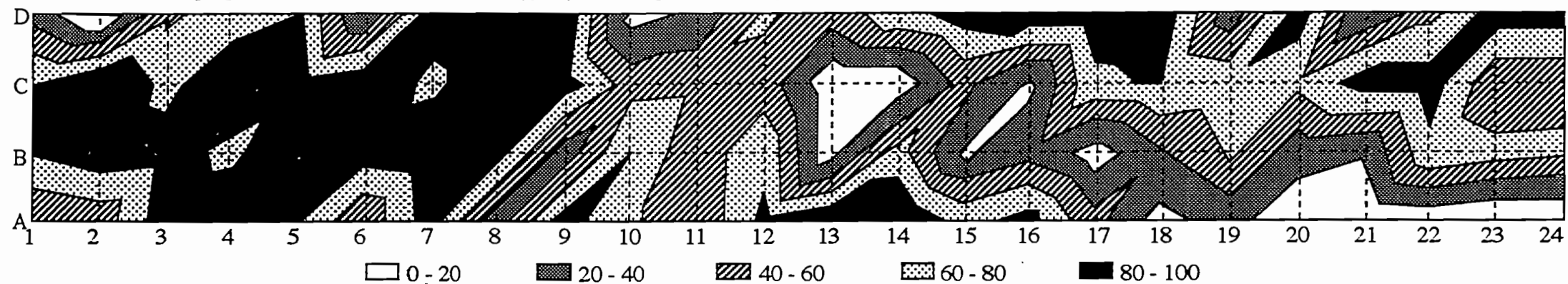
B : proportion de juvéniles de *Meloidogyne javanica* parasités par *Pasteuria penetrans* (% de la population totale)



A : proportion de juvéniles de *Meloidogyne javanica* parasités par 1 à 10 spores de *Pasteuria penetrans* (% de la population totale)



B : proportion de juvéniles de *Meloidogyne javanica* parasités par plus de 10 spores de *Pasteuria penetrans* (% de la population totale)



DISCUSSION

1. COMPORTEMENT HYDRIQUE DES SOLS

La capacité de rétention en eau suit le gradient d'argile. Le sol sableux, de par sa structure meuble est un sol "séchard" (Duchaufour, 1991) qui ne conserve pas l'eau, d'où sa capacité de rétention faible. La différence entre les sols -PP et +PP, bien qu'elle ne soit pas significative, résulterait du fait que le sol +PP est plus riche en colloïdes argileux (+4%) qui se gonflent pendant la phase de saturation en eau. C'est ce même phénomène qui permet au sol argileux, qui contient 57% d'argiles, de retenir la plus forte proportion d'eau.

La porosité, évaluée par la vitesse de percolation, croît avec le gradient granulométrique. En effet, le sol sableux a une structure très particulière, facilitant la percolation de l'eau, alors que le sol argileux présente une certaine cimentation des ses éléments réduisant les espaces vides, d'où son imperméabilité (Duchaufour, 1991). Les sols -PP et +PP présentent une situation intermédiaire. Toutefois, le sol +PP, à cause de sa teneur en argiles plus élevée, arrive à être moins perméable que le sol -PP lorsque les particules argileuses se sont gonflées d'eau.

La porosité des 4 sols étudiés suit l'ordre : sable > -PP > +PP > argile.

2. DÉPLACEMENT DES JUVÉNILES DE *MELOIDOGYNE JAVANICA*

Sur sol nu, c'est la technique du goutte à goutte qui a permis la récupération de la plus forte proportion de l'inoculum. Il s'avère que la technique par gravitation est asphyxiante (71 à 99% des juvéniles selon le sol), ainsi que la technique par trempage dans les 3 sols les plus riches en argiles (-PP, +PP et sol argileux). Cette asphyxie s'explique par la saturation constante des sols par ses deux techniques (Van Gundy *et al.*, 1962), alors que le goutte à goutte permet un ressuyage séquentiel des sols. La technique du goutte à goutte est donc la mieux adaptée à ces études.

La texture du sol influence fortement le déplacement vertical des juvéniles de *M. javanica*. Le pourcentage plus élevé de juvéniles transportés a été obtenu dans le sol sableux. Ceci avait été observé par plusieurs auteurs (Wout, 1973; Prot, 1978a). Il est plus important dans le sol -PP que dans le sol +PP. Les structures fines pourraient être un obstacle pour le déplacement des juvéniles (Van Gundy, 1985). Nous avons cependant noté un pourcentage plus élevé de juvéniles transportés dans le sol argileux que dans le sol +PP. Cette différence serait due à un effet de la paroi des tubes. En début d'expérience, l'argile, pas suffisamment saturée en eau, n'adhérerait pas totalement à la paroi des tubes, ce qui pourrait entraîner le passage éventuel de juvéniles le long des parois. La proportion des juvéniles extraits des sols en fin d'expérience est d'autant plus importante que les sols contiennent plus d'argiles, sauf dans le cas du sol sableux. En outre, dans ce sol, c'est dans l'horizon superficiel que se maintiennent le plus grand nombre de juvéniles. Ceci pourrait s'expliquer par une évolution de la structure non équilibrée du sol sableux (Duchaufour, 1991) au

cours de l'expérience : les fractions granulométriques auraient eu le temps de se réorganiser en entraînant les éléments les plus grossiers vers le bas. Les éléments les plus fins, concentrés dans l'horizon superficiel, retiendraient alors les nématodes. Dans l'argile, la répartition des juvéniles est uniforme dans les 3 horizons parce que l'argile est un sol équilibré dans lequel l'eau ne modifie pas sa structure.

Par ailleurs, les différences observées entre le sol -PP et le sol +PP sur la proportion de juvéniles transportés et sur la proportion de juvéniles morts peuvent, de la même manière, être attribuées à la différence de la teneur en argiles. Le sol +PP, plus riche en argiles (+ 4%), limite aussi bien le flux d'eau que le déplacement des juvéniles.

En présence d'une plante et avec des apports d'eau gravitaire, nous obtenons les mêmes profils de percolation des juvéniles que sur sol nu, c'est à dire très élevés dans le sol sableux et faibles dans les autres sols. Mais les différences entre les 4 sols sont d'autant plus marquées en présence d'une plante sensible : le taux de multiplication des populations de *Meloidogyne* spp. est d'autant plus élevé que la teneur en argile d'un sol est plus faible (Van Gundy, 1985). Donc, bien qu'une plante reproduise plus de nématodes dans un sol sableux que dans un sol argileux, la perte de nématodes par percolation est plus importante dans les sols sableux. Ceci confirme l'observation de Matcille *et al.* (1994a) selon laquelle pour une même infestation racinaire, un sol sableux contient généralement moins de nématodes qu'un sol plus argileux.

On peut donc en déduire que, dans des conditions d'irrigation intensive, les juvéniles de *Meloidogyne* spp. seront d'autant plus entraînées dans les horizons profonds que la texture des sols sera sableuse.

3. DÉPLACEMENT PASSIF DES SPORES DE *PASTEURIA PENETRANS*

Le déplacement vertical des spores de *P. penetrans* témoigne plus de l'effet de la texture des sols que celui des juvéniles de *M. javanica* à cause de leur nature non motile (Sayre & Wergin, 1977) et de leur faible taille (4µm). Le déplacement des spores varie considérablement d'un sol à l'autre et semble lié lui aussi au gradient d'argiles : les spores sont presque toutes entraînées dans le sable alors qu'elles sont presque toutes retenues dans le sol argileux. Les sols -PP et + PP présentent une situation intermédiaire avec cependant une différence notable entre eux, certainement due, elle aussi, à leur teneur en argiles.

La proportion de spores extraites en fin expérience montre qu'il est plus facile d'extraire les spores d'un sol sableux que d'un sol argileux par la technique de suspension - filtration. Ceci pourrait être dû à un phénomène de rétention des spores sur les colloïdes argileux par des mécanismes électrochimiques. Ce phénomène remet d'ailleurs en question la méthode d'évaluation des populations de *P. penetrans* dans le sol qui, jusqu'alors, se fait par la détection des juvéniles parasités. Il serait nécessaire de mettre au point une technique directe de détection des spores dans le sol.

Comme dans le cas des juvéniles de *M. javanica*, les sols les plus argileux (+PP et sol argileux) retiennent plus de spores que les sols plus sableux. Mais la disponibilité des spores dépendra de la teneur optimale en argiles : trop d'argiles peuvent emprisonner les spores dans le rhizoplan au contact de la galle racinaire dont elles sont issues, les rendant indisponibles à l'adhésion. Le sol +PP offrirait donc les meilleures conditions (équilibre sablo-argileux optimal) à la disponibilité des spores.

4. INFLUENCE DE LA FRACTION CHIMIQUE DU SOL SUR L'ATTACHEMENT DES SPORES

Nous distinguons trois groupes de solutions ioniques par rapport à l'effet sur l'attachement (% de juvéniles parasités) des spores :

- l'eau distillée, ioniquement neutre, dans laquelle l'attachement est le plus faible.
- le groupe des filtrats des sols sableux (sable, -PP et +PP).
- le filtrat du sol argileux dans lequel la totalité des juvéniles est parasitée.

Il apparaît donc une correspondance entre la concentration ionique des sols et le taux d'attachement. Cela indique que l'adhésion des spores sur la cuticule des nématodes ne procède pas seulement de mécanismes biochimiques impliquant des protéines de surface chez *P. penetrans* et des composés glucidiques chez *Meloidogyne* spp. (Persidis *et al.*, 1991; Davies *et al.*, 1992; Davies & Danks, 1993). Elle procéderait aussi d'une attraction physico-chimique influencée par la charge globale de la solution de sol, elle-même dépendante de l'état de saturation du complexe absorbant.

Il est difficile de tirer une conclusion sur l'effet des filtrats sur le taux d'encombrement (nombre de spores par juvénile) puisque, partant d'inoculum fixe en *M. javanica* et en *P. penetrans*, plus les juvéniles parasités sont nombreux, moins ils devraient être encombrés. C'est ce qu'indiquent les taux d'encombrement dans les filtrats des sols sableux et argileux. La concentration ionique de la solution de sol n'agirait donc que sur le taux d'attachement, le taux d'encombrement n'étant qu'une conséquence.

5. VARIATION SPATIALE DU COUPLE MELOIDOGYNE JAVANICA - PASTEURIA PENETRANS

La proportion de juvéniles parasités par *P. penetrans* ne varie pas de manière constante avec la population totale de juvéniles. Elle augmente puis diminue en passant par un optimum qui se situe à une population totale d'environ 10 000 individus/dm³ de sol. *P. penetrans* est un parasite obligatoire de *Meloidogyne* spp. On comprend aisément qu'il se multiplie d'autant plus que la population de juvénile croît. Mais le phénomène est réversible et cet équilibre se brise. Deux hypothèses peuvent être formulées :

- mécanisme écologique : une surpopulation de l'hôte, due à une multiplication intense des juvéniles non parasités, entraîne une "dilution" du parasitoïde produit par les juvéniles parasités. D'où une diminution très rapide des juvéniles très encombrés (> 10 spores) et une augmentation des

juvéniles peu encombrés (< 10 spores) qui, eux aussi, finissent par se faire plus rares au delà d'un seuil de 40 000 individus/dm³.

- artefact expérimental : la technique d'extraction des nématodes utilisée ne permet pas la détection des nématodes morts ou immobiles, comme ceux qui sont très encombrés de spores de *P. penetrans* (Davies, 1991). Les populations de *M. javanica* et de *P. penetrans* évolueraient conjointement de manière exponentielle, mais la proportion de nématodes extraits serait d'autant plus faible qu'ils seraient encombrés.

Cependant, cette situation n'est pas ubiquiste. L'hétérogénéité des niveaux des populations est tout à fait remarquable au sein d'une même parcelle homogène sur le plan pédologique et botanique. En effet, l'échantillonnage de la parcelle de la station expérimentale de l'ENSA à Thiès a révélé 4 situations différentes :

- des zones sont peu infestées par *M. javanica* mais la proportion de juvéniles parasités est importante (exemple du point B7).
- des zones sont peu infestées à la fois en *M. javanica* sains et parasités (exemple du point A24).
- des zones sont très infestées par *M. javanica* mais la proportion de juvéniles parasités est faible (exemple du point B17).
- des zones sont très infestées à la fois en *M. javanica* sains et parasités (exemple du point A11).

Ces 4 situations illustrent bien l'évolution des populations de juvéniles parasités en fonction des populations totales mais leur dispersion géographique indique que cette évolution dépendrait de variations intraparcellaires du sol (Wallace *et al*, 1993), dues soit à des microvariations de sa texture, de sa structure, de sa composition chimique ou de sa microflore associée ou auxiliaire du parasitisme (Duponnois, comm. pers).

CONCLUSION

Au terme de cette étude, nous pouvons répondre aux questions posées en préambule : les propriétés physico-chimiques du sol ont effectivement une influence sur le parasitisme de *Meloidogyne* spp. par *Pasteuria penetrans* :

1. La structure et la texture du sol influencent le déplacement des juvéniles de *M. javanica* (voie 1). En effet dans les sols sableux, dans lesquels les nématodes se reproduisent pourtant mieux que dans les sols argileux, la plus grande partie des juvéniles est entraînée par l'eau vers les horizons profonds. Cette influence, qui s'exprime à l'échelle de types de sols différents (sable, argile), se retrouve à l'échelle de sols pédologiquement identiques mais provenant de parcelles voisines (sols -PP et +PP), et même à l'intérieur d'une parcelle. A ceci s'ajoute un phénomène d'autorégulation des deux organismes. L'évolution démographique du couple *Meloidogyne* - *Pasteuria* est donc très sensible aux microvariations du sol. Par conséquent, la probabilité

d'infestation des juvéniles par les spores de *P. penetrans* dépendra du niveau des populations de son hôte.

2. La structure et la texture du sol influencent directement la dissémination des spores de *P. penetrans* (voie 2). Dans les sols sableux, la quasi totalité des spores est entraînée vers les horizons profonds, alors qu'elles sont réparties homogènement dans les sols argileux. La disponibilité des spores à l'attachement sur les juvéniles est très sensible à la fraction argileuse des sols. Cela renforcerait l'inaptitude du sol -PP au développement de *P. penetrans*.

La fraction minérale des sols est aussi un facteur d'amélioration de l'attachement des spores de *P. penetrans* sur les juvéniles de *M. javanica*.

PERSPECTIVES D'ÉTUDE

Il serait important dans l'avenir d'orienter les recherches vers une meilleure connaissance des conditions telluriques (biotiques et abiotiques) permettant un équilibre parfait du couple *Meloidogyne* - *Pasteuria* en relation avec la plante - hôte. Pour cela il s'avère nécessaire :

- d'évaluer les composantes physico-chimiques optimales au développement de *P. penetrans* :

- . équilibre granulométrique : rapport des tailles des spores avec celui des fractions granulométriques.

- . pouvoir rétenseur des argiles sur les spores : influence de l'agrégation, situation des spores dans les agrégats, incidence du complexe absorbant sur la disponibilité des spores.

- . attraction physico-chimique des spores en rapport avec la charge externe des organismes (*Meloidogyne* spp. et *P. penetrans*) d'une part et la charge globale de la solution de sol et/ou la nature de ses ions d'autre part.

- d'évaluer les populations de *P. penetrans* par une méthode directe de dosage de *P. penetrans* dans le sol comme les méthodes de détection moléculaire d'organismes telluriques (Simonet *et al.*, 1994).

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- BARRON, G.L. (1977). *The nematode Destroying Fungy*. Canadian Biological Publications Ltd, Guelph.
- BAXTER, R.I. & BLAKE, C.D. (1969). Some effects of suction on the hatching eggs of *Meloidogyne javanica*. *Ann.appl. Biol.*, 63:183-190.
- BERGE, J.B. & DALMASSO, A. (1975). Caractéristiques biochimiques de quelques populations de *Meloidogyne hapla* et *Meloidogyne* sp. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 10 : 263-271.
- BERTHOU, F., BA-DIALLO, A., DE MAYER, L. & DE GUIRAN, G. (1990). Caractérisation chez les nématodes *Meloidogyne* Goeldi (Tylenchida) de types virulents vis à vis du gène *Mi* de la tomate dans deux zones maraîchères au Sénégal. *Agronomie*, 9 : 877-884.
- BIRD, A.F. (1960). The effect of some single elements deficiencies on the growth of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica*, 5 : 78-85.
- BIRD, A.F. (1986). The influence of the actinomycete *Pasteuria penetrans* on the host-parasite relationship of the plant-parasite nematode *Meloidogyne javanica*. *Parasitol.*, 93 : 571-580.
- BIRD, A.F. & BRISBANE, P.G. (1988). The influence of *Pasteuria penetrans* in field soils on the reproduction of root-knot nematodes. *Revue Nematol.*, 11 : 75-81.
- BIRD, A.F., BRISBANE, P.G., Mc CLURE, S.C. & KIMBER, W. L. (1990). Studies on the properties of the spores of some population of *Pasteuria penetrans*. *J. Invert. Pathol.*, 55 : 169-178.
- CAYROL, J.C. (1983). Lutte biologique contre les *Meloidogyne* au moyen d'*Arthrobotrys irregularis*. *Revue Nématol.*, 6 : 265-273.
- CHITWOOD, B.G. (1949). Root-knot nematodes. Part I. A revision of the genus *Meloidogyne* Goeldi 1887. *Proc. Helminth. Soc. Wash.*, 16 : 90-104.
- CHRISTIE, J.R. (1936). The development of root-knot nematode galls. *Phytopathol.*, 26 : 1-22.
- DAVIES, K.G., KERRY, B.R. & FLYNN, C.A. (1988). Observations on the pathogenicity of *Pasteuria penetrans*, a parasite of root-knot nematodes. *Ann. appl. Biol.*, 112 : 491-501.
- DAVIES, K.G., LAIRD, V. & KERRY, B.R. (1991). The mobility, development and infection of *Meloidogyne incognita* encumbered with spores of the obligate hyperparasite *Pasteuria penetrans*. *Revue Nématol.*, 14 : 611- 618.
- DAVIES, K.G. & DANKS, C. (1993). Interspecific differences in the nematode surface coat between *Meloidogyne incognita* and *M. arenaria* related to the adhesion of the bacterium *Pasteuria penetrans*. *Parasitol.*, 105 : 475-480.
- DAVIES, K.G., ROBINSON, M.P. & LAIRD, V. (1992). Proteins involved in the attachment of a hyperparasite *Pasteuria penetrans* to its plant-parasitic nematode host, *Meloidogyne incognita*. *J. Invert. Pathol.*, 59 : 18-23.
- DE GUIRAN, G. (1970). Le problème *Meloidogyne* sur tabac à Madagascar. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 11 : 187-208.
- DE GUIRAN, G. & NETSCHER, C. (1970). Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites de cultures maraîchères au Sénégal. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 11 : 151-158.
- DEMEURE, Y. (1978). Les causes de survie de certains nématodes phytoparasites (*Scutellonema cavenessi* et *Meloidogyne javanica*) pendant la saison sèche dans le sahel sénégalais. *Thèse de l'Université de Lyon 1*, France, 105p.
- DROPKIN, V.H., HELGESON, J.P. & UPPER, C.D. (1969). The hypersensitivity reaction of tomatoes resistant to *Meloidogyne incognita* : reversal by cytokinins. *J. Nematol.*, 1 : 55-61.
- DUCHAUFOR, P. (1991). *Pédologie. Sol, végétation, environnement*. Masson, Paris. 288p.
- EISENBACK, J.D. (1985a). Diagnostic character useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp). In : Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I. Biology and control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 95-112.
- EISENBACK, J.D. (1985b). Detailed morphology and anatomy of second stage juveniles, males and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes). In : Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I. Biology and control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 47-77.

- FARGETTE, M. (1987). Use of esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotype observed in west-african populations and their characterization. *Revue Nématol.*, 10 : 45-56.
- GILMORE, S.K. (1970). Collembola predation on nematodes. *Search Agriculture*, 1 : 1-12.
- GODOY, G., RODRIGUEZ-KABANA, R. & MORGAN-JONES, G. (1983) Fungal parasites of *Meloidogyne arenaria* eggs in an Alabama soil. A mycological survey and greenhouse studies. *Nematropica*, 13 : 201-213.
- HARTMAN, K.M. & SASSER, J. N. (1985). Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. II . Methodology*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 69-77.
- HAYNE, R.L. & JONES, C.M. (1976). Effect of the *Bi* locus in cucumber on reproduction, attraction and response of the plant infection by southern root-nematode. *Soc. Hortic. Sci.*, 101 : 422-424.
- HUNG, C.L. & RHODES, R.A. (1973). Phenol accumulation related to resistance in tomato to infection by root-knot and lesion nematodes. *J. Nematol.*, 5 : 253-258.
- HUANG, J.S. (1985). Mechanisms of resistance to root-knot nematodes. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I . Biology and Control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 165-174.
- HUSSEY, R.S. (1985). Host-parasite relationships and associated physiological changes. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I . Biology and Control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 143-153.
- INSERRA, R.N. & DAVIS, D.W. (1983). *Hypoaspis* nr. *aculeifer* : a mite predaceous on root-knot and cyst nematodes. *J. Nematol.*, 15 : 324-325.
- JAIRAJPURI, M.S. & AZMI, M.I. (1978). Aggregation and repulsion of nematodes at pH gradients. *Nematol. medit.*, 6 : 107-112.
- JOHNSON, A.W. (1985). Specific crop rotation effects combined with cultural practices and nematicides. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I . Biology and Control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 283-301.
- JONES, R.L. & BACK, R.C. (1983). Monitoring aldicarb residues in Florida soil and water. *Environ. Toxicol. Chem.*, 2 : 269-281.
- JONES, M.G.K. & PAYNE, H.L. (1978). Early stages of nematode-induced giant cell formation in roots of *Impatiens balsamina*. *J. Nematol.*, 10 : 70-84.
- JONES, R.W., PETTIT, R.E. & TABER, R.A. (1984). Lignite and stillage : carrier and substrate for application of fungal biocontrol agents to soil. *Phytopathol.*, 74 : 1167-1170.
- MANKAU, R. (1980). Biological control of *Meloidogyne* populations by *Bacillus penetrans* in West Africa. *J. Nematol.*, 4 : 230.
- MANKAU, R. & IMBRIANI, J.L. (1975a). Morphogenesis of *Bacillus penetrans* in *Meloidogyne* females. *J. Nematol.*, 7 : 326.
- MANKAU, R. & IMBRIANI, J.L. (1975b). The life-cycle of an endoparasite in some Tylenchid nematodes. *Nematologica*, 21 : 89-94.
- MATEILLE, T., DIOP, M.T., CADET, P., DUPONNOIS, R. & THIOULOUSE, J. (1994a). Influence of environmental factors on the distribution of nematode populations parasitizing vegetables in Senegal. 22nd International Nematology Symposium, Gend, Belgium, 7-12 Aug. 1994.
- MATEILLE, T., DUPONNOIS, R., CADET, P., DIOP, M.T. & THIOULOUSE, J. (1994b). Influence of soil factors on the occurrence of *Pasteuria penetrans* infecting *Meloidogyne* spp. on vegetables in Senegal. 22nd International Nematology Symposium, Gent, Belgium. 7-12 August, 1994.
- MERNY, G. & LUC, M. (1969). Techniques d'échantillonnage des peuplements de nématodes dans le sol. In : Lamotte, M. & Bourlière, F. (Eds.). *Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres*, Masson, Paris : 237-272.

- MULLER, R. & GOOCH, P.S. (1982). Organic amendments in nematode control. An examination of litterature. *Nematropica*, 12 : 319-326.
- NETSCHER, C. (1970). Les nématodes parasites des cultures maraîchères du Sénégal. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 11 : 209-229.
- NETSCHER, C. (1973). Etude sur la variabilité de la longueur des larves chez *Meloidogyne incognita* Chidwood, 1949 et *Meloidogyne javanica* Chidwood, 1949. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 21 : 91-95.
- NETSCHER, C. (1975). L'arachide et le contrôle biologique des nématodes. *C.R. Acad. Agric. Fr.*, 60 : 1332-1339.
- NETSCHER, C. & MAUBOUSSIN, J.C. (1973). Résultats d'un essai concernant l'efficacité comparée d'une variété de tomate résistante et de certains nématicides contre *Meloidogyne javanica*. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 21 : 97-102.
- NETSCHER, C. & SIKORA, R.A. (1990). Nematode parasites of vegetables. In : Luc, M., Sikora, R.A. & Bridge, J. (Eds.). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. CAB International, Wallingford : 237-283.
- NETSCHER, C. & TAYLOR, D.P. (1979). Physiologic variation within the genus *Meloidogyne* and its implications on integrated control. In : Lamberti, F. & Taylor, C.E. (Eds.). *Root-knot nematodes (Meloidogyne species): Systematics, Biology and Control*, Academic Press, London : 269-293.
- PERSIDIS, A., LAY, J.G., MANOUSIS, T., BISHOP, A.H. & ELLAR, D.J. (1991). Characterization of potential adhesins of the bacterium *Pasteuria penetrans*, and of putative receptors on the cuticle of *Meloidogyne incognita*, a nematode host. *J. Cell Science*, 100 : 613-622.
- PITCHER, R.S. (1979). Facteurs influençant le mouvement des nématodes dans le sol. In : Lamberti, F., Taylor, C.E. & Seinhorst, J. W. (Eds.). *Nematodes vectors of plant viruses*. Nato Advanced Study Institutes Series, Sér. A : Life Sciences, 2 : 289-408.
- PROT, J. C. (1975a). Amplitude et cinétique des migrations du nématode *Meloidogyne javanica* sous l'influence d'un plant de tomate. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 11 : 151-155.
- PROT, J.C. (1975b). Recherches concernant le déplacement des juvéniles de *Meloidogyne* sp. vers les racines. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 10 : 251 - 253.
- PROT, J.C. (1978a). Vertical migration of four natural populations of *Meloidogyne*. *Rev. Nematol.*, 1 : 109 - 112.
- PROT, J.C. (1978b). Behaviour of juveniles of *Meloidogyne javanica* in salt gradients. *Revue Nematol.*, 1 : 135-142.
- PROT, J.C. (1978c). Influence of concentration gradients of salts on the movement of second stage juveniles of *Meloidogyne javanica*. *Rev. Nematol.*, 1 : 21-26.
- PROT, J.C. (1979). Horizontal migration of second stage juveniles of *Meloidogyne javanica* in sand in concentration gradients of salts and in a moisture gradient. *Revue Nematol.*, 2 : 17-21.
- PROT, J.C. (1984). Les nématodes phytoparasites des cultures maraîchères. Dakar USAID (Ed.). 28p.
- PROT, J.C. (1986). Contribution à l'étude des migrations dans le sol des juvéniles de second stage des nématodes du genre *Meloidogyne*. *Thèse Université Paris-Sud*, 1986, 160pp.
- PROT, J. C. & VAN GUNDY, S.D. (1979). Influence of soil type and temperature on the migration of *Meloidogyne incognita* juveniles toward tomato roots. *Nematropica*, 9 : 104-105.
- PROT, J.C. & VAN GUNDY, S.D. (1981a). Effect of soil texture and the clay component on migration of *Meloidogyne incognita* juveniles. *J. Nematol.*, 13 : 213-217.
- PROT, J.C. & VAN GUNDY, S.D. (1981b). Influence of photoperiod and temperature on migrations of *Meloidogyne* juveniles. *J. Nematol.*, 13 : 217-220.
- RAMMAH, A. & HIRSCHMANN, H. (1988). *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. *J. Nematol.*, 20 : 58-69.
- RODRIGUEZ- KABANA, R., IVEY, H. & BACKMAN, P. A. (1987). Peanut-cotton rotation for the managment of *Meloidogyne arenaria*. *J. Nematol.*, 19 : 484-486.
- SASSER, J.N. & CARTER, C.C. (1985). Overview of the International Meloidogyne Project 1975-1984. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on*

- Meloidogyne. Vol. I. *Biology and Control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 19-24.
- SAYRE, R.M. (1980). Biocontrol : *Bacillus penetrans* and related parasites of nematodes. *J. Nematol.*, 12 : 260-270.
- SAYRE, R.M. & STARR, M.P. (1985). *Pasteuria penetrans* (ex Thorne, 1940) nom. rev., comb. n., sp. n., a mycelial and endospore forming bacterium parasitic in plant-parasitic nematodes. *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 52 : 149-165.
- SAYRE, R.M. & STARR, M.P. (1988). Bacterial diseases and antagonisms of nematodes. In : Poinar, G.O. & Jansson, H.B. (Eds.). *Diseases of nematodes, Vol. I*. CRC Press, USA : 69-101.
- SAYRE, R. M. & WERGIN, W. P. (1977). Bacterial parasite of a plant nematode : morphology and ultrastructure. *J. Bacteriol.*, 129 : 1091-1101.
- SAYRE, R.M., WERGIN, W., SCHMIDT, J.M. & STARR, P. (1991). *Pasteuria nishizawae* sp. nov., a mycelial and endospore-forming bacterium parasitic on cyst nematodes of genera *Heterodera* and *Globodera*. *Res. Microbiol.*, 142 : 551-564.
- SEINHORST, J.W. (1950). De betekenis van de toestand van de grond voor het optreden van aanstasting door het stengelaaltje *Ditylenchus dipsaci* Kühn) Filipjev. *Tijdschr. Plziekt.*, 56 : 292-349.
- SEINHORST, J.D. (1962). Modifications of the elutriation method for extracting nematodes from soil. *Nematologica*, 8 : 117-128.
- SIDDIQI, M.R. (1986). *Tylenchida : parasites of plants and insects*. CAB. Commonwealth Institute of Parasitology, Farnham Royal : 665 p.
- SIMONET, P., BOSCO M., MOIROUD A. & NORMAND P. (1994). Molecular characterization of *Frankia* microsymbionts from spore-positive and spore-negative nodules in a natural alder stand. *Appl. Environ. Microbiol.*, 60 : 1335-1341.
- SITARAMAIAH, K. & SINGH, R.S. (1978). Effect of organic amendment on phenolic contents of soil and plant and response of *Meloidogyne javanica* and its host to related compounds. *Pl. Soil.*, 50 : 671-679.
- SOUTHARDS, C.J. & PRIEST, M.F. (1973). Variation in pathogenicity of seventeen isolates of *Meloidogyne incognita*. *J. Nematol.*, 5 : 63-67.
- SPAULL, V.W. (1984). Observations on *Bacillus penetrans* infecting *Meloidogyne* in sugarcane fields in South Africa. *Revue Nematol.*, 7 : 277-282.
- STIRLING, G.R. (1981). Effects of temperature on infection of *Meloidogyne javanica* by *Bacillus penetrans*. *Nematologica*, 27 : 458 - 462.
- STIRLING, G. R. (1985). Host specificity of *Pasteuria penetrans* within the genus *Meloidogyne*. *Nematologica*, 31 : 203-209.
- STIRLING, G. R. (1991). *Biological control of plant parasitic nematodes : progress, problems and prospects*. CAB International, Wallingford, 282p.
- STIRLING, G.R., BIRD, A.F. & CAKURS, A.B. (1986). Attachment of *Pasteuria penetrans* spores to the cuticles of root-knot nematodes. *Revue Nematol.*, 9 : 251-260.
- STIRLING, G.R. & MANKAU, R. (1978). *Dactylella oviparasitica*, a new fungal parasite of *Meloidogyne* eggs. *Mycol.*, 70 : 774-783.
- STIRLING, G.R., SHARMA, R. D. & PERRY, J. (1990). Attachment of *Pasteuria penetrans* spores to the root-knot nematodes *Meloidogyne javanica* and its effects on infectivity. *Nematologica*, 36 : 246-252.
- STIRLING, G.R. & WACHTEL, M.F. (1980). Mass production of *Bacillus penetrans* for the biological control of root-knot nematodes. *Nematologica*, 26 : 308-312.
- STURHAN, D. (1988). New host and geographical records of nematode-parasitic bacteria of the *Pasteuria penetrans* group. *Nematologica*, 34 : 350-356.
- TAYLOR, D.P. & NETSCHER, C. (1975). Occurrence in Senegal of a biotype of *Meloidogyne javanica* on strawberry. *Cal. ORSTOM, Sér. Biol.*, 10 : 247-249.
- TAYLOR, C.E. (1979). *Meloidogyne* interrelationships with microorganisms. In : Lamberti, F. & Taylor, C.E. (Eds.). *Root-knot nematodes (Meloidogyne species): Systematics, Biology and Control*. Academic Press, London : 375-397.
- TRIANTAPHYLLOU, A.C. (1969). Gametogenesis and the chromosome of two root-knot nematodes, *Meloidogyne graminicola* and *M. naasi*. *J. Nematol.*, 1 : 62-71.
- TZORTZAKAKIS, E. A. & GOWEN, S. R. (1994). Resistance of a population of *Meloidogyne* spp. to parasitism by the obligate parasite *Pasteuria penetrans*. *Nematologica*, 40 : 258-266.

- VAN GUNDY, S.D. (1985). Ecology of *Meloidogyne* spp: emphasis on environment factors affecting survival and pathogenicity. In : Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. I. Biology and Control*. IMP, North Carolina State University Graphics, USA : 177-182.
- VAN GUNDY, S.D., STOLZY, L.H., SZUSZKIEWICZ, T.E. & RACKHAM, R.L. (1962). Influence of oxygen supply on the survival of plant parasitic nematodes in soil. *Phytopathol.*, 52 : 628-632.
- VOUYOUKALOU, E. (1993). Effect of *Arthrobotrys irregularis* on *Meloidogyne arenaria* on tomato plants. *Fundam. appl. Nematol.*, 16 : 321-324.
- WALLACE, H.R. (1963). *The biology of plant parasitic nematodes*. Edward Arnold Ltd, London. 266p.
- WALLACE, H.R. (1966). The influence of moisture stress on the development, hatch and survival of eggs of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica*, 12 : 57-69.
- WALLACE, R.H., HAWKINS, D.M. & McDONALD, D.H. (1993). Correlation of edaphic factors with plant parasitic nematode population densities in a forage field. *J. Nematol.*, 25 : 642-653.
- WIXTED, D.J., LORIA, R. & KOTCON, J.P. (1987). Efficacy of ethoprop on potato and the potential for groundwater contamination. *J. Nematol.*, 19 : 563-564.
- WOUT, W. M. (1979). Characterization of the family Meloidogynidae with a discussion on its relationship to other families of the suborder Tylenchina based on gonad morphology. In : Lamberti, F. & Taylor, C.E. (Eds.). *Root-knot nematodes (Meloidogyne species): Systematics, Biology and Control*, Academic Press, London : 21-35.
- WYSS, V., VOSS, B. & JANSON, H.B. (1992). *In vitro* observations on the infections of *Meloidogyne incognita* eggs by the zoosporic fungus *Catenaria anguillulae* (Sorokin). *Fundam. Appl. Nematol.*, 15 : 133-139.
- ZECK, W.M. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. *Pflanzen-Nachricht. Bayer Ag.*, 24 : 141-144.

TITRE : Incidence du sol sur la relation antagoniste entre les nématodes du genre *Meloidogyne* et l'actinomycète *Pasteuria penetrans*.

Nom du Candidat : **Koumbobr Roch DABIRÉ**

Nature du diplôme soutenu : **D.E.A. de Biologie Animale.**

Jury : Président Professeur Jean TROUILLET
Membres : Robin DUPONNOIS
 Thierry MATEILLE
 Danamou MOUNPORT
 Saliou N'DIAYE
 Bhen Sikina TOGUEBAYE

RÉSUMÉ

Il est possible d'identifier deux types de relations sol - *Pasteuria penetrans*, l'une indirecte, via le développement et le comportement de l'hôte *Meloidogyne* spp. dans le sol (*P. penetrans* est un parasite obligatoire de *Meloidogyne*), l'autre directe du sol sur la disponibilité des spores de *P. penetrans* vis à vis du nématode (phase libre et phase d'attachement des spores).

En comparant le comportement des juvéniles de *Meloidogyne* et des spores de *P. penetrans* dans quatre types de sol, l'un sableux, l'un argileux et les deux autres sablo-argileux, dont l'un est naturellement infesté par *P. penetrans* et l'autre indemne, l'objectif de cette étude était de pouvoir relier la présence et l'abondance de *P. penetrans* aux caractéristiques physico-chimiques des sols.

La structure et la texture du sol influencent le déplacement des juvéniles de *M. javanica*. En effet dans les sols sableux, dans lesquels les nématodes se reproduisent pourtant mieux que dans les sols argileux, la plus grande partie des juvéniles est entraînée par l'eau vers les horizons profonds. Cette influence, qui s'exprime à l'échelle de types de sols différents (sable, argile), se retrouve à l'échelle de sols pédologiquement identiques mais provenant de parcelles voisines (sols -PP et +PP), et même à l'intérieur d'une parcelle. A ceci s'ajoute un phénomène d'autorégulation des deux organismes. L'évolution démographique du couple *Meloidogyne* - *Pasteuria* est donc très sensible aux microvariations du sol. Par conséquent, la probabilité d'infestation des juvéniles par les spores de *P. penetrans* dépendra du niveau des populations de son hôte.

La structure et la texture du sol influencent directement la dissémination des spores de *P. penetrans*. Dans les sols sableux, la quasi totalité des spores est entraînée vers les horizons profonds, alors qu'elles sont réparties homogènement dans les sols argileux. La disponibilité des spores à l'attachement sur les juvéniles est très sensible à la fraction argileuse des sols. Cela renforcerait l'inaptitude du sol -PP au développement de *P. penetrans*.

La fraction minérale des sols est aussi un facteur d'amélioration de l'attachement des spores de *P. penetrans* sur les juvéniles de *M. javanica*.

Mots clés : nématodes phytoparasites, *Meloidogyne* spp., organismes antagonistes, *Pasteuria penetrans*, sol, cultures maraîchères, Sénégal.