



Institut de Recherche Pour le Développement
UR IRD 5
Laboratoire de Nématologie
BP 1386
Dakar - SENEGAL

Institut Sénégalais de Recherches Agricoles
Projet Pôle Systèmes Irrigués
BP 240
Saint-Louis – SENEGAL

ETUDE DE LA SENSIBILITE DE LA PATATE DOUCE (*IPOMOEA BATATAS*) AUX NEMATODES PHYTOPARASITES DU GENRE *MELOIDOGYNE* AU SENEGAL

Etude réalisée par

Catherine HUAT

Sous la responsabilité de

Thierry MATEILLE, Chercheur à l'IRD

et de

Joël HUAT, Chercheur CIRAD-FLHOR à l'ISRA / PSI

Novembre 1999

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	2
1. LA CULTURE DE LA PATATE DOUCE	2
1.1. Données générales	2
a. Zone de culture	2
b. Besoins en eau	2
c. Cycle de culture	2
d. Multiplication	3
e. Besoins en éléments minéraux	3
f. Désherbage	3
g. Rendements et surfaces mondiaux	3
1.2. Sélections clonales et introductions du CDH	3
1.3. Rendement des variétés issues des sélections du CDH	3
1.4. Variétés cultivées au Sénégal	8
2. LES NEMATODES PARASITES DE LA PATATE DOUCE	8
2.1. Généralités	8
2.2. Le genre <i>Meloidogyne</i>	9
a. Les espèces présentes au Sénégal	9
b. Position systématique	9
c. Caractéristiques phénotypiques des espèces du Sénégal	10
d. Cycle biologique	16
e. Relations hôte – parasite	16
e1 Généralités : Interaction plante – nématode, quelques définitions et méthodes de mesure de la résistance	18
e2 Mécanismes et génétique de la résistance de la patate douce	19
f. Symptômes sur patate douce	21
2.3. La lutte contre <i>Meloidogyne</i> spp.	21
3. LA RESISTANCE VARIETALE DE LA PATATE DOUCE A MELOIDOGYNE SPP.	22
3.1. Situation dans le monde	22
3.2. Situation au Sénégal	22
ETUDE EXPERIMENTALE	24
1. OBJECTIFS	24
2. MATERIELS ET METHODES	24
2.1. Matériel végétal	24
2.2. Inoculation des nématodes	24
2.3. Conduite de l'essai	25
2.4. Mesure de la sensibilité des variétés de patate douce aux <i>Meloidogyne</i>	25

a. Mesure de l'indice de galles	25
b. Extraction des nématodes du sol	25
c. Extraction des nématodes des racines et des tubercules	27
d. Comptage des nématodes	27
e. Vérification de la pureté des espèces inoculées	27
2.4. Analyse des résultats	27
3. RESULTATS	28
3.1. Analyse des éléments constitutifs de la sensibilité de la patate douce	28
a. Indice de galle	28
b. Densité de juvéniles dans le sol	29
c. Densité de juvéniles dans les racines et tubercules	29
c.1. Evolution des éclosions	29
c.2. Nombre de juvéniles par gramme de racines et de tubercules	32
c.3. Taux de multiplication	32
3.2. Recherche d'un effet espèce de <i>Meloidogyne</i>	33
3.3. Recherche d'un effet variétal	33
4. DISCUSSION ET CONCLUSION	34
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	36
ANNEXES	42

Abréviations

AVRDC	Asian Vegetable Research and Development Center, Paipei, Taïwan
CDH	Centre de Développement Horticole
CIP	Centre International de la Patate, Lima, Pérou
FAO	Food and Agriculture Organization
IBPGR	International Board for Plant Genetic Resources
IITA	International Institute of Tropical Agriculture , Ibadan, Nigeria
IRD	Institut de Recherche et de Développement
ISRA	Institut Sénégalais de Recherches Agricoles
ORSTOM	Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer

RESUME

La sensibilité d'une variété et de six clones de patate douce (variété dite « locale », clones 27, Louga 5, Ndargu, 8024, CJM et 2544) a été testée à *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* et *M. mayaguensis*.

L'essai a été conduit en pots sous ombrière. La sensibilité des plants à chaque espèce de *Meloidogyne* a été évaluée 48 jours après inoculation de 500 juvéniles ou œufs par plant, par mesure de l'indice de galle, du nombre de juvéniles par gramme de poids des racines et tubercules et par mesure du taux de multiplication.

Les clones Ndargu, Louga 5 et 27 sont résistants à *M. javanica*, le clone CJM est hôte de l'espèce alors que les clones 2544, 8024 et la variété locale y sont sensibles. Le clone 2544 est sensible à *M. incognita*, les autres clones et la variété sont hôtes ou résistants à cette espèce. Tous les clones et la variété testés sont sensibles à *M. mayaguensis*. L'agressivité de cette espèce est confirmée.

Ces résultats en pot doivent être confirmés par un essai au champ.

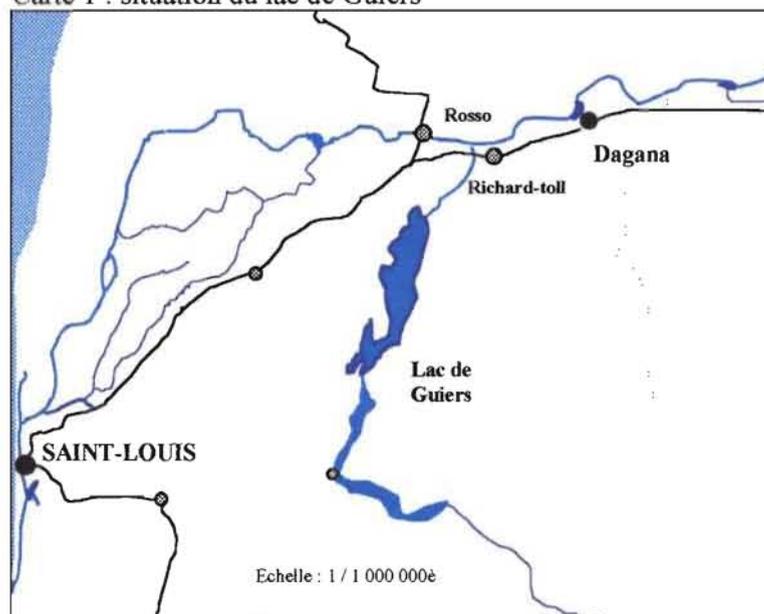
INTRODUCTION

Traditionnellement cultivée sur les berges du fleuve, la patate douce constitue un aliment de base des paysans notamment en dehors des périodes de production de riz. Sa culture est également largement pratiquée dans la zone périphérique du lac de Guiers en système irrigué (carte 1). Les sols légers que nous y trouvons, et les revenus importants que cette culture permet de dégager, plus de 1 million de francs par hectare (Fall, 1997), ont favorisé la spécialisation de la zone en patate douce. Cependant, d'autres espèces, principalement maraîchères, sont très cultivées telles que la tomate et l'oignon, et dans une moindre mesure le gombo, la pastèque, le chou, le melon, le piment, etc... En 1996, lors d'une étude diagnostic de type MARP dans la zone, les producteurs des villages de Gnith et Nder ont sollicité l'appui de la recherche pour diagnostiquer les contraintes agronomiques à la diversification (ISRA/PSI, 1997). Les problèmes phytosanitaires ont été largement évoqués, parmi lesquels les nématodes. Nous nous sommes intéressés à la patate douce, compte tenu de l'importance économique de cette spéculacion dans la zone.

La variété de patate douce cultivée localement, dénommée « locale », à cycle long de 6 à 7 mois, est réputée pour être sensible aux nématodes. En 1997, une étude a été réalisée par l'IRD de Dakar (DABO, 1997), à la demande du PSI Sénégal, pour évaluer la sensibilité de différents clones de patate douce issus d'une sélection du Centre de Développement de l'Horticulture (CDH) dans les années 80. Elle a permis d'identifier des clones pouvant être proposés aux producteurs en alternative à la variété locale.

La présente étude s'inscrit en continuité de celle initiée en 1997 au Laboratoire de Nématologie de l'IRD (ex. ORSTOM) à Dakar (Sénégal), dirigé par M. Thierry MATEILLE, et à la demande de M. Joël HUAT, chercheur en agronomie des cultures maraîchères dans le cadre du Projet « Pôle Systèmes Irrigués » sur la vallée du fleuve Sénégal. La partie expérimentale a été réalisée de novembre 1998 à février 1999 à l'IRD.

Carte 1 : situation du lac de Guiers



ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1. LA CULTURE DE LA PATATE DOUCE

1.1. Données générales

La patate douce (*Ipomoea batatas* (L.) Lamarck) appartient à la famille des Convolvulacées. C'est une liane herbacée dont les feuilles et tubercules sont de forme très variable selon les espèces. Elle est cultivée comme une plante annuelle, pour la consommation de ses tubercules notamment, en alimentation humaine. Dans certains pays, les tiges et feuilles peuvent être utilisées comme épinard, mais les fanes sont généralement destinées aux animaux. En Extrême Orient, les extrémités de tiges, considérées comme un mets délicat, sont fortement appréciées (Messiaen, 1989).

a. Zone de culture

La plante est cultivée en zone intertropicale et subtropicale jusqu'à 30 degrés de latitude Nord et Sud. La température idéale de culture est environ 24 °C avec un bon ensoleillement et des nuits tièdes (croissance stoppée en dessous de 15 °C, mort des tiges en dessous de 10 °C). C'est une plante de jours courts : la formation des tubercules se fait entre 11 et 13 heures de jour, la floraison est favorisée entre 11 et 12 heures de jour et stoppée au-delà de 13,5 heures. Elle s'adapte à de nombreux types de sol (sols de texture légère, argilo – sableux, riches en matière organique et bien drainés), avec un pH compris entre 5,5 et 6,5 (tolérance pour des pH plus acides jusqu'à 4,5 ou plus alcalins jusqu'à 7,5) (Vernier & Varin, 1994).

b. Besoins en eau

Ses besoins en eau sont de l'ordre de 500 mm (besoins importants en période de croissance et de tubérisation, nécessité d'arrêt de l'irrigation un mois avant la récolte). Les essais d'irrigation par aspersion conduits par le Centre de Développement Horticole (CDH) de Cambérène au Sénégal en 1984 (plantation du 22 février 1984) et en 1985 (plantation du 9 janvier 1985) ont montré une diminution notable du rendement en fanes et en tubercules sous stress hydrique : une irrigation de 5 mm tous les trois jours a fait chuter le rendement par rapport à une irrigation de 5 mm par jour ou tous les deux jours (essai de 1984); le rendement était de 1,5 à 2 fois inférieur pour une irrigation de 10 mm tous les trois jours contre une irrigation de 5 mm/jour (essai de 1985). L'essai de 1985, conduit sur 30 clones, a permis de détecter des clones plus tolérants au stress hydrique : 27, Louga 5, 2544, 2532, Walo, Ndargu et 65 (CDH, 1986).

c. Cycle de culture

En région tropicale humide, son cycle de culture est de 3,5 à 4 mois avec les variétés améliorées (Mariscal, 1987). Les cultures peuvent être échelonnées toute l'année avec des prélèvements de boutures d'un champ à l'autre. Au Sénégal, le CDH préconise une culture sur 100 à 120 jours, mais les paysans laissent souvent la culture en place jusqu'à sept mois. La culture y est possible aussi toute l'année, mais la tubérisation est meilleure à la fin de la saison sèche (mars à mai), ce qui impose une plantation d'octobre à novembre. A la saison des pluies, le développement végétatif se fait au détriment des tubercules (jours longs, période pluvieuse) et les rendements sont inférieurs (Mbaye *et al.*, 1988). Une récolte trop tardive altère le goût du tubercule, favorise les fentes de croissance sur les tubercules ainsi que les attaques de charançons.

d. Multiplication

La patate douce peut se multiplier par graines ou par boutures. La première technique est utilisée principalement pour l'amélioration variétale alors que les boutures servent à la production. Des boutures de tête de 30 à 40 cm sont prélevées sur une parcelle de pieds – mères sains ou directement au champ, effeuillées aux 2/3 et enterrées sur une longueur de 15 à 20 cm. Les boutures peuvent être mises en pépinière pour être repiquées au champ ultérieurement, ou être plantées directement au champ. La première technique offre l'avantage d'avoir un champ plus homogène puisqu'elle limite les remplacements après plantation.

Les boutures sont plantées tous les 20 à 30 cm sur le rang avec une distance interligne de 75 à 100 cm, soit une densité de 30 000 à 40 000 plants par hectare.

e. Besoins en éléments minéraux

La patate douce est une culture peu exigeante : de bons rendements peuvent être obtenus sur des terrains peu fertiles. Elle peut atteindre des rendements de 40 t/ha en quatre mois, sans engrais, dans de bonnes conditions environnementales et une bonne conduite (Hahn *et al.*, 1989). Cependant, l'apport d'éléments fertilisants améliore la production. D'après Messiaen (1989), l'exportation moyenne des tubercules, tiges et feuilles pour une récolte de 20 t/ha est de 100 unités d'azote, 42 unités de phosphore (P_2O_5) et 220 unités de potasse (K_2O). Van der Deken & de Lannoy (1978) rappellent les principes suivants : la dose d'azote doit être modérée et inférieure à 1/3 des apports potassiques pour éviter une croissance végétative importante au détriment de celle des tubercules. D'après les données de la littérature et un essai implanté au CDH, ils retiennent les quantités d'éléments suivantes pour la culture au Sénégal : 60 U d'azote, 80 U de P_2O_5 et 200 U de K_2O par hectare, à apporter en deux fois (la moitié en engrais de fond avant plantation et la seconde moitié trente jours après plantation).

f. Désherbage

Le désherbage est nécessaire pendant les deux premiers mois de culture quand le feuillage n'a pas encore couvert le sol. Il se fait par sarclage.

g. Rendements et surfaces mondiaux

Selon les données FAO, les rendements moyens mondiaux étaient de 11 t/ha (Vernier & Varin, 1994) pour 11,9 millions d'hectares. L'Asie était en 1990 le principal producteur avec 10,2 millions d'hectares (dont 9,1 millions pour la Chine), suivie par l'Afrique avec 1,2 millions d'hectares (rendement moyen de 5,1 t/ha), l'Amérique, l'Océanie puis l'Europe. Les rendements sont très disparates entre les continents et entre les pays d'un même continent ; le Japon est le pays qui réalise les meilleurs rendements (21 t/ha), l'Ouganda les moins bons (4,1 t/ha) ; en Afrique, le Kenya se situe au-dessus de la moyenne mondiale avec 14 t/ha (inférieur aux rendements respectifs de 15,3 et 16,1 t/ha de l'Argentine et des Etats-Unis mais supérieur à celui de la Chine de 12,3 t/ha).

Le Sénégal est un petit producteur au niveau mondial. Curieusement, bien que cette culture locale soit relativement importante dans l'alimentation et largement cultivée en décrue, les statistiques agricoles du pays ne la distinguent pas d'autres produits. Une seule rubrique regroupe les surfaces de plusieurs cultures dont la patate douce. La donnée la plus récente remonte à 1985 où il est fait état d'une production de 7000 tonnes pour environ 1500 à 2000 hectares (CDH, 1986).

Néanmoins, la SAED, dont le rôle est d'assurer le développement agricole des périmètres irrigués de la vallée du fleuve, prend en compte les surfaces en patate douce de la vallée depuis peu. Ainsi, pour l'année agricole 1997/98, les surfaces cultivées en patate douce étaient approximativement de 225 hectares dans la zone du delta du fleuve, principalement dans la zone périphérique du lac de Guiers (SAED, comm. pers.).

1.2. Sélections clonales et introductions du CDH

En 1975, le CDH de Cambérène a entamé un programme de tri variétal et de sélection, afin de sélectionner des variétés productives, résistantes aux nématodes à galle du genre *Meloidogyne*, aux virus et au charançon *Cylas* spp (CDH, 1986).

La sélection a porté sur 40 clones locaux (matériel provenant des régions de Louga et de Mboro) ou introduits de l'International Institute of Tropical Agriculture (IITA) du Nigéria (clones Tis et Tibs). Les sites d'essais étaient Cambérène (région de Dakar) et Ndiol (vallée du Fleuve Sénégal).

La sélection massale dans une population locale a dans un premier temps permis d'isoler un clone très productif, résistant aux nématodes du genre *Meloidogyne* et à grande capacité d'adaptation : Ndargu (CDH, 1986).

Dès 1977, le CDH effectuait des croisements du clone Ndargu avec d'autres clones locaux, dont il ne retient qu'un individu : le clone 10B en 1978. 15 clones ont été ensuite obtenus à partir de la descendance du 10B, dont le 10B15 (=Walo) et le 10B11. Ces clones ont été mis en essai et comparés aux clones 2544, 2532 et 1487 provenant de l'IITA (CDH, 1986).

En 1981, une nouvelle sélection massale a été faite parmi les variétés les plus intéressantes. Les plantes issues de cette sélection ont été analysées en 1982 pour leur vigueur végétative, la qualité de leurs tubercules et leur comportement vis à vis des nématodes à galles. A l'issue de ces tests, 47 clones (numérotés de 1 à 47) ont été retenus pour la poursuite des essais variétaux : essais de productivité, période de production. Après 1985, les essais n'ont été poursuivis que sur 12 clones et variétés : clones 2, 19, 27, 29, 39, 40, 45, 2532, 2544, variétés Walo, Louga 5 et Ndargu.

1.3. Rendement des variétés issues des sélections du CDH

Les tableaux 1 et 2 récapitulent les principaux résultats obtenus par le CDH de 1977 à 1988 (CDH, 1986 ; CDH, 1987 ; Mbaye *et al.* 1988) excepté ceux de quelques clones cités ici pour mémoire :

- le clone Koyo, clone à bon rendement mais à tubercules longs, dissymétriques et dispersés dans le sol ;
- le clone 10B11, à bon rendement à Cambérène mais non adapté à Ndiol (vallée du fleuve Sénégal). Il a été éliminé des essais après 1982 ;
- le clone 1487 présentant un faible développement végétatif à Ndiol et très apprécié des rongeurs. Il a été supprimé des essais après 1982.

Il est difficile d'établir des moyennes de rendement, pour une durée de cycle donnée et sur plusieurs années pour plusieurs raisons : la durée du cycle et la densité de plantation ont été variables selon les essais, les périodes de plantation différentes, et certains essais n'ont pu être conduits à terme en raison de certains aléas. Néanmoins, il a été possible de tirer quelques conclusions :

- toutes années confondues, la période d'hivernage est la moins favorable à la culture de la patate douce pour la production de tubercules. La différence de rendement entre les périodes de plantation est moins marquée à Ndiol qu'à Cambérène. Par ailleurs, les rendements en tubercules sont significativement supérieurs de deux à deux fois et demi selon les années dans la région de Cambérène par rapport au delta du fleuve Sénégal.

En 1982, la moyenne des rendements des quatre variétés en essai (2532, 2544, Walo et Ndargu) était de 26,1 t/ha (cycle de 90 jours), 39,2 t/ha (cycle de 110 jours), et 49,3 t/ha (cycle de 130 jours) à Cambérène alors qu'elle n'était que de 12,8 et 15,8 t/ha à Ndiol respectivement pour un cycle de 120 et 140 jours. En 1986, elle était de 39,4 t/ha à Cambérène contre 20,9 t/ha à Ndiol (cycle de 120 jours).

- les essais de 1982, ainsi que ceux de 1983, indiquent que le rendement des variétés augmente avec l'allongement du cycle. Les deux meilleures variétés sont Ndargu et Walo, avec un rendement moyen respectif sur cinq essais à Cambérène de 37,7 et 47,2 t/ha pour un cycle de 110 jours. La variété la plus précoce est Ndargu (30,6 t/ha en moyenne pour un cycle de 90 jours). C'est aussi la plus productive en saison chaude et humide, mais Walo lui est supérieure en saison sèche. Ndargu confirme ses potentialités en 1985/86 et en 1986/87 : 36,1 t/ha en 1985/86 à Cambérène et 50,3 et 23,4 t/ha à Cambérène et Ndiol respectivement en 1986/87). Par contre, lors des derniers essais au CDH, Walo est supplantée par l'ensemble des nouveaux clones cités dans cette étude (du clone 2 au clone 47), sauf à Ndiol où seuls les clones 27, 39 et Louga 5 font un meilleur rendement. Les clones 19, 40 et 45 se révèlent non adaptés aux conditions climatiques de Ndiol (Mbaye *et al.*, 1988).

Huat (1998), lors d'un essai variétal implanté à Gnith sur la bordure Ouest du lac de Guiers en octobre 1997, obtient des rendements en tubercules voisins de ceux obtenus par Mbaye *et al.* (1988) à Ndiol, mais qui sont statistiquement identiques entre eux :

- clone 2	27,7 t/ha
- clone 27	26,8 t/ha
- clone 80-24	24,0 t/ha
- variété dite locale	22,0 t/ha
- Walo	21,1 t/ha
- Ndargu	18,0 t/ha
- Clone 29	17,5 t/ha

Tableau 1: Rendement de la patate douce en tubercules (t/ha) en 1982 en fonction du site de plantation, de la durée du cycle de culture, de la variété et de la date de plantation (CDH, 1986)

CDH Variété - cycle	Date bouturage						Moyenne
	03 Fév	31 Mars	01 Juil	31 Août	03 Nov	31 Déc	
2532 – 90 j		23,9	20,3	20,7	25,8	24,1	23,0
2532 – 110j	41,5	47,3	21,9	32,0	34,4	42,2	36,6
2532 – 130j					42,3	53,4	47,9
2544 – 90j		22,8	19,3	25,0	21,6	28,3	23,4
2544 – 110j		51,6	20,5	29,7	31,3	43,7	35,4
2544 – 130j					38,4	55,1	46,8
Walo – 90j		43,2	15,8	22,8	24,0	31,7	27,5
Walo – 110j	62,7	81,3	24,9	30,4	36,8	47,0	47,2
Walo – 130j					41,4	59,2	50,3
Ndargu – 90j		39,6	24,6	29,2	28,6	31,2	30,6
Ndargu – 110j	30,5	57,1	29,5	33,1	35,0	40,7	37,7
Ndargu – 130j					43,5	60,7	52,1
Moyenne 90j		32,4	20,0	24,4	25,0	28,8	26,1
Moyenne 110j	44,9	59,3	24,2	31,3	34,4	43,4	39,2
Moyenne 130j					41,4	57,1	49,3

NDIOL Variété - cycle	Date bouturage					Moyenne
	25 Fév	05 Mai	24 Juin	23 Août	22 Sep	
2532 – 120 j	18,3	16,2	7,3	12,7	11,7	13,2
2532 – 140j			14,6	16,8	14,0	15,1
2544 – 120j		12,4	9,4	14,4	9,4	11,4
2544 – 140j			15,2	16,6	12,0	14,6
Walo – 120j	24,0	12,7	8,1	13,4	12,2	14,1
Walo – 140j			16,6	20,3	15,3	17,4
Ndargu – 120j		10,2	8,3	20,8	10,3	12,4
Ndargu – 140j			11,1	23,5	14,0	16,2
Moyenne 120j	21,2	12,9	8,3	15,3	10,9	12,8
Moyenne 140j			14,4	19,3	13,8	15,8

Tableau 2 : Rendements de la patate douce en tubercules (t/ha) en 1985/86 et 1986/87 en fonction du site de plantation, de la durée du cycle de culture, de la variété et de la date de plantation (CDH, 1987 ; Mbaye *et al.*, 1988)

CDH 85/86	Date bouturage					Moyenne
	3 Oct	3 Jan	23 Avr	23 Août	13 Déc	
Cycle (jours)	118	105	146	116	164	
Variétés						
2	28,9	25,0	31,1	47,3	33,6	33,2
19	53,1	21,8	43,5	54,7	37,3	42,1
27	32,3	18,8	27,0	42,3	13,6	26,8
29	40,1	19,9	25,5	45,4	34,8	33,1
39	42,0	19,1	17,4	55,6	39,8	34,8
40	37,3	22,5	16,8	40,4	63,4	36,1
45	42,9	25,5	26,1	32,6	36,7	32,8
2532	20,7	12,6	29,2	42,1	37,3	28,4
2544	14,9	12,9	28,0	40,4	31,1	25,5
Walo	25,7	13,4	34,0	37,4	14,3	25,0
Louga 5	54,7	21,6	41,0	57,4	39,2	42,8
Ndargu	36,4	15,6	24,9	54,7	48,8	36,1
Moyenne	35,8	19,1	28,7	45,9	35,8	33,0

CDH 86/87	Date bouturage					Moy	NDIOL 86/87	Date bouturage					Moy
	Cycle 120j	Déc 85	Avr 86	Juil 86	Oct 86			Cycle 120j	Mar 86	Juil 86	Déc 86		
Variétés							Variétés						
2	20,6	50,6	17,5	49,1	34,5		2	18,8	14,8	23,4	19,0		
19	33,9	53,1	20,6	43,3	37,7		19	20,6	18,4	12,1	17,0		
27	33,6	61,7	26,5	44,5	41,6		27	20,9	20,8	28,7	23,5		
29	40,5	44,6	17,4	55,6	39,5		29	28,3	20,0	12,5	20,3		
39	40,5	51,0	20,0	46,2	39,4		39	25,2	24,3	25,4	25,0		
40	31,7	38,7	19,1	52,9	35,6		40	15,6	12,9	23,4	17,3		
45	37,5	48,7	18,2	58,7	40,8		45	19,4	11,8	21,1	17,4		
2532	30,0	51,6	23,8	49,2	38,7		2532	28,0	25,9	20,0	24,6		
2544	34,8	52,6	25,1	47,4	40,0		2544	20,2	17,3	20,4	19,3		
Walo	29,4	41,8	20,6	38,3	32,5		Walo	23,4	21,3	16,8	20,5		
Louga 5	43,3	44,6	19,1	63,8	42,7		Louga 5	16,8	24,7	29,6	23,7		
Ndargu	40,6	64,4	23,0	73,3	50,3		Ndargu	21,1	24,2	24,8	23,4		
Moyenne	34,7	50,3	20,9	51,9	39,4		Moyenne	21,5	19,7	21,5	20,9		

1.4. Variétés cultivées au Sénégal

Les variétés Ndargu et Walo ont été préconisées par le CDH aux paysans à l'issue de son programme de sélection. Des tests de vulgarisation de Ndargu ont été mis en place dès 1979. Les caractéristiques de ces variétés sont données dans les tableaux 3 et 4.

Tableau 3 : Potentialités de production des clones de patate douce Ndargu et Walo au Sénégal (CDH, 1986)

Date de plantation	Novembre à mars		Avril à août	
Durée du cycle	90 j	130 j	90 j	120 j
Ndargu	20 t/ha	40 t/ha	15 t/ha	20 t/ha
Walo	20 t/ha	40 t/ha	10 t/ha	20 t/ha

Tableau 4 : Caractéristiques des tubercules des clones Ndargu et Walo (CDH, 1986)

Clone	Ndargu	Walo
Couleur de l'épiderme	Rose violacé	Blanc jaune
Couleur de la chair	Jaune orange	Blanc laiteux
Taux de matière sèche	19 %	36 %

Sur la bordure Ouest du lac de Guiers, des essais d'introduction des variétés sélectionnées ont été réalisés par le Programme National de Vulgarisation Agricole au début des années 1990. Cependant, le faible intérêt manifesté par les producteurs à l'époque a amené à cesser les introductions dans la vallée du fleuve Sénégal, que ce soit en culture de décrue ou en culture irriguée. Les paysans utilisent presque tous une variété dite 'locale' (épiderme légèrement violacé, chair blanchâtre à jaunâtre), sensible aux nématodes à galles. On trouve également des écotypes locaux qui se distinguent par la couleur des tubercules et la forme des feuilles.

Dans les Niayes, certains paysans cultivent également les clones Walo et Jaobot (autre nom du clone Ndargu).

Depuis 1997, et en raison des problèmes de nématodes évoqués par les paysans, le PSI travaille à l'élargissement de la gamme variétale avec des paysans du village de Gnith situé sur la rive Ouest du lac de Guiers (Huat, 1998).

2. LES NEMATODES PARASITES DE LA PATATE DOUCE

2.1. Généralités

Bien qu'un grand nombre d'espèces de nématodes s'attaquent à la patate douce dans le monde, seuls quelques uns ont une importance économique : *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus reniformis*, *Pratylenchus* spp. et *Ditylenchus destructor* (Jatala & Bridge, 1990). Ces deux auteurs signalent aussi des attaques de *Paratrichodorus* spp., *Belonolaimus longicaudatus*, *Radopholus similis* et *Scutellonema* spp.

Parmi l'ensemble des espèces de nématodes recensées sur cultures légumières au Sénégal, ceux du genre *Meloidogyne* sont les principaux parasites (Netscher, 1970 ; Diop, 1994). Sur patate douce, Diop (1994, données brutes) identifie les espèces suivantes sur 13 prélèvements effectués à Cambéréne : *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus reniformis*, *Scutellonema cavenessi*, *Paratrichodorus* spp., *Tylenchorhynchus ventralis*, *Hoplolaimus pararobustus* à des fréquences

supérieures à 50 %, *Helicotylenchus dihystra*, *Criconemella curvata*, *Tylenchorhynchus germanii* à des fréquences inférieures à 50%. Des prélèvements de sol effectués par l'IRD sur cultures maraîchères dans la vallée du Fleuve (Ndiol) ont permis d'identifier six espèces sur la patate douce : *Criconemella curvata*, *Tylinchorhynchus germanii*, *T. ventralis*, *Paratrichodorus* spp. , *Meloidogyne javanica* et *M. mayaguensis* seuls ou en mélange (Huat, 1997). Bien que *Meloidogyne* spp. soit l'espèce la plus importante au Sénégal, il faut signaler la présence de *Rotylenchulus reniformis* sur la patate douce, puisque cette espèce est considérée comme un parasite économiquement important par Jatala & Bridge (1990).

2.2. Le genre *Meloidogyne* Goeldi, 1887

Il comprend plus d'une cinquantaine d'espèces.

Les principales espèces du genre sont *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita* (développement à des températures moyenne annuelle comprises entre 15°C et 35°C) et *M. hapla* (développement dans des régions de température moyenne annuelle inférieure à 15°C), absent en régions tropicales et subtropicales (Sasser & Carter, 1985).

Selon Jatala & Bridge (1990), *M. incognita* est l'espèce la plus virulente sur patate douce. Il ajoutaient que *M. hapla* peut aussi attaquer la culture dans les régions plus tempérées, ainsi que *M. arenaria* et *M. javanica* ; cependant, certains isolats de *M. javanica* ne peuvent terminer leur cycle sur la culture.

a. Les espèces présentes au Sénégal

Netscher (1970) signalait trois espèces sur cultures maraîchères au Sénégal : *M. incognita* (Kofoid & White, 1919), Chitwood, 1949 ; *M. javanica* (Treub, 1885), Chitwood, 1949 et *M. arenaria* (Neel, 1889), Chitwood, 1949. *M. incognita* et *M. javanica* étaient présents dans la plupart des échantillons alors que *M. arenaria* n'était détecté que dans trois échantillons sur 85 présentant des galles. L'ensemble des études menées au Sénégal (Berthou *et al.*, 1989 ; Diop, 1994) montre la prépondérance des deux espèces *M. incognita* et *M. javanica* sur *M. arenaria*.

Par ailleurs, Diop (1994) et Fargette *et al.* (1996) confirmaient la présence au Sénégal d'une autre espèce sur cultures légumières : *M. mayaguensis* Rammah et Hirschmann, 1988, détectée en proportions importantes en Côte d'Ivoire (Fargette & Braaksma, 1990) .

b. Position systématique

Classe : Secernentea von Listow, 1863.
 Sous-classe : Tylenchia Inglis, 1983
 Ordre : Tylenchida Thorne, 1949.
 Sous-ordre : Tylenchina Chitwood, 1950
 Famille : Heteroderidae Filipjev & Schuurmans Stekhoven 1941
 Sous-famille : Meloidogyninae Skarbilovich, 1959

Les nématodes du genre *Meloidogyne* ont été longtemps classés dans la famille des Heteroderidae Filipjev & Schuurmans Stekhoven 1941 (super famille des Tylenchoidea Örley, 1880).

Cependant, Wouts (1973) créa une nouvelle famille, celle des Meloidogynidae (super famille des Hoplolaimoidea Filipjev, 1934 (Paramonov, 1967)), dans laquelle il classa trois genres, dont le genre *Meloidogyne*, seul représentant de la sous-famille des Meloidogyninae Skarbilovich, 1959 (Hirschmann, 1985a).

Siddiqi (1986) retint cette classification, mais Luc *et al.* (1988) classaient à nouveau le genre *Meloidogyne* dans la famille des Heteroderidae, sous-famille des Meloidogyninae Skarbilovich, 1959.

c. Caractéristiques phénotypiques des espèces présentes au Sénégal

Empreintes périnéales

La détermination des espèces fondée sur la morphologie de l'ornementation cuticulaire de la région vulvaire des femelles adultes, appelée empreintes périnéales (Figure 1), est la plus ancienne technique utilisée. C'est un caractère stable et facile à observer au microscope optique. C'est notamment la méthode employée par Chitwood en 1949 lorsqu'il a procédé à la révision du genre *Meloidogyne* (Eisenback, 1985b), et par de nombreux nématologistes par la suite, comme Rammah & Hirschmann (1988) lorsqu'ils ont décrit les empreintes périnéales de *M. mayaguensis*.

Néanmoins, cette technique ne permet pas, à elle seule, de faire état de la variabilité observée au sein d'une espèce. De nombreux auteurs ont ainsi rencontré des difficultés pour déterminer l'appartenance exacte à une espèce sur la base de ce critère (Netscher, 1978). En effet, par rapport au profil type de l'espèce, de nombreux variants morphologiques existent dans la nature, présentant des profils intermédiaires entre deux espèces. D'autres critères de détermination sont complémentaires de celui-ci comme la caractérisation des espèces par le test de la gamme de plantes hôtes, la description du profil estérasiqne et la caryologie des espèces. Ce dernier critère n'est pas utilisé pour des déterminations courantes et ne sera pas détaillé dans les prochains paragraphes.

Les empreintes périnéales des femelles se présentent, généralement, de la manière suivante :

M. arenaria (Figure 1B) : L'arc dorsal est bas, arrondi. Les ailes latérales sont absentes du champ latéral mais les stries sont irrégulières au niveau du champ latéral. Les stries sont fines, lisses à légèrement ondulées. L'extrémité de la queue n'est pas verticillée mais présente des ponctuations subcuticulaires.

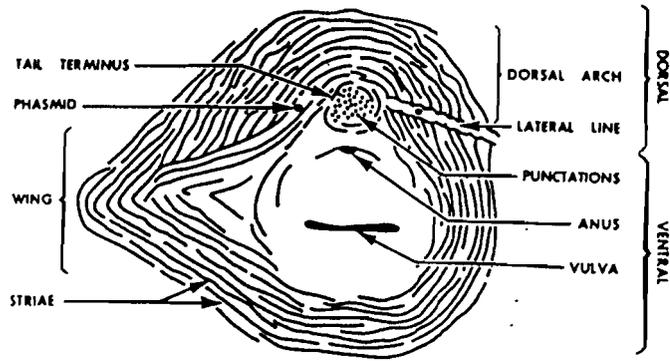
M. incognita (Figure 1C) : l'arc dorsal est haut, en forme de carré. Les ailes latérales sont absentes mais le champ latéral est marqué par des coupures et des stries fourchues. Les stries sont épaisses, lisses à ondulées, quelquefois en zig-zag. Certaines stries se recourbent près des extrémités de la vulve. L'extrémité de la queue est souvent verticillée.

M. javanica (Figure 1D) : L'arc dorsal est bas, arrondi. Le champ latéral présente des ailes latérales distinctes (caractéristique de l'espèce). Les stries sont grosses, lisses à légèrement ondulées. Quelques stries peuvent se recourber près des extrémités de la vulve. L'extrémité de la queue est souvent verticillée.

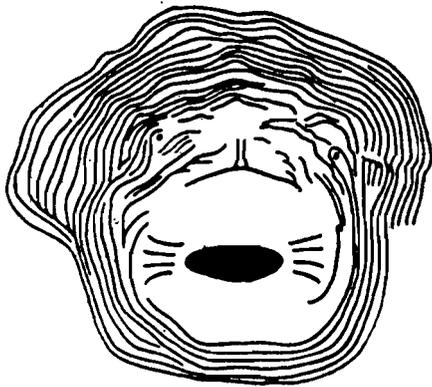
M. mayaguensis (Figures 1E et F) : les empreintes périnéales sont rondes à ovoïdes dorso – ventralement. L'arc dorsal est arrondi, à stries fines, continues, largement espacées. La partie ventrale est arrondie, à stries fines, peu espacées. Les lignes latérales sont rarement visibles. On peut observer une rupture des stries dans cette zone ou bien une seule ligne latérale sur la plaque à la jonction des arcs dorsal et ventral. L'extrémité de la queue est circulaire, non striée. La vulve est en forme de fente, avec des striations latérales.

Au départ, cette espèce a été assimilée en Afrique de l'Ouest (études sur de nombreuses populations de Côte d'Ivoire) à *M. incognita* par Fargette (1987b, 1988) et Fargette & Braaksma (1990) sur la base de la description des empreintes périnéales. Mais étant donné son phénotype estérasiqne (phénotype VI) différent du phénotype typique de *M. incognita* (voir infra), elle a finalement été raliée à l'espèce décrite par Rammah & Hirschmann (1988).

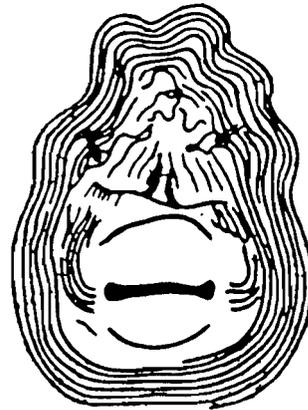
A



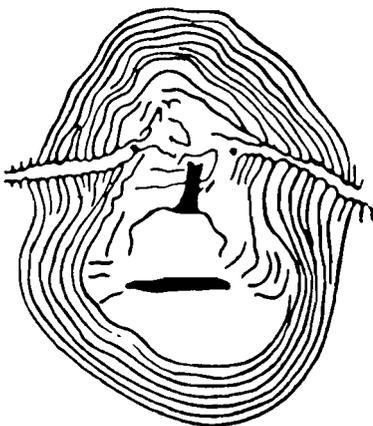
B



C



D



E



F

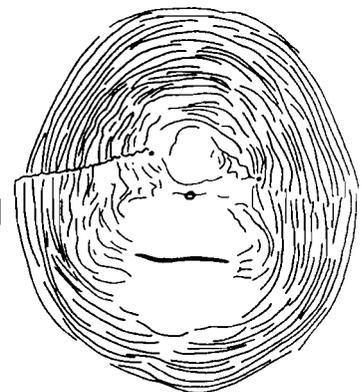


Figure 1 : Empreintes périnéales de femelles de *Meloidogyne* spp.

A : Diagramme général d'une empreinte périnéale (Hirschamnn, 1985b).

B : empreinte de *M. arenaria* ; C : empreinte de *M. incognita* ; D : empreinte de *M. javanica* (Chitwood, 1949 cité par Eisenback, 1985).

E et F : empreintes de *M. mayaguensis*. (Rammah & Hirschmann, 1988).

Gamme de plantes – hôtes

Ce test a été initialement mis au point sur *Meloidogyne* spp. par Sasser (1954), puis révisé en 1977 suite aux avancées des travaux sur ce genre (Hartman & Sasser, 1985). Les chercheurs ont établi des tests similaires pour distinguer différentes espèces et races d'autres nématodes.

Il a pour objectif, en conjonction avec la morphologie des empreintes périnéales de :

- donner une indication préliminaire sur les quatre espèces les plus communes de *Meloidogyne*, basée sur la réponse habituelle de la gamme d'hôtes utilisée,
- détecter des populations en mélange,
- détecter des espèces nouvelles non encore décrites,
- détecter des races d'hôtes et autres variations pathogéniques pour une même espèce.

La gamme de plantes – hôtes utilisée par ces auteurs comprend le coton Deltapine 61, le Tabac cv NC 95, le poivron cv Early California Wonder, la pastèque cv Charleston Gray, l'arachide cv Florunner et la tomate cv Rutgers. Ce test est bien adapté aux conditions de la Caroline du Nord où sont cultivées ces variétés et Hartman & Sasser (1985) ont défini des races différentes au sein d'une même espèce de *Meloidogyne* correspondant à des réponses d'hôte différentes (Tableau 5).

Tableau 5 : Gamme d'hôtes de Hartman & Sasser (1985)
(Légende : - : variété résistante ; + : variété sensible)

Espèces et races physiologiques de <i>Meloidogyne</i>	Gamme d'hôtes					
	Coton Deltapine 61	Tabac NC95	Poivron Early California Wonder	Pastèque Charleston Gray	Arachide Florunner	Tomate Rutgers
<i>M. incognita</i>						
Race 1	-	-	+	+	-	+
Race 2	-	+	+	+	-	+
Race 3	+	-	+	+	-	+
Race 4	+	+	+	+	-	+
<i>M. arenaria</i>						
Race 1	-	+	+	+	+	+
Race 2	-	+	-	+	-	+
<i>M. javanica</i>	+	+	-	+	-	+
<i>M. hapla</i>	-	+	+	-	+	+

Le Projet International sur *Meloidogyne* spp. (IMP) a résumé les réponses de 1000 populations de *Meloidogyne*, issues de plusieurs pays collaborant au projet en 1982, sur la gamme d'hôtes présentée ci-dessus et a trouvé dans certains cas des variants, preuve de l'établissement de races physiologiques supplémentaires (Hartman & Sasser, 1985).

La race 1 de *M. incognita* est la plus fréquente (71 % des populations collectées par l'IMP) ; les races de *M. incognita* ne sont pas corrélées aux races définies par Triantaphyllou (1979, 1981) selon leur caryologie. La race 1 de *M. arenaria* est la moins commune (20 % des populations) et les deux races ne sont pas non plus corrélées aux races définies par leur caryologie par Triantaphyllou (1963).

Au Sénégal, les variétés de tomate et d'arachide cultivées ne sont pas les mêmes qu'en Caroline du Nord. Les races de nématodes observées aux Etats-Unis ne correspondent donc pas forcément à

celles du Sénégal où les principales variétés de tomate cultivées sont la variété Roma, sensible à toutes les espèces de *Meloidogyne* citées ci-dessus, et les variétés Rossol (Taylor, 1975) et Xina, considérées résistantes. Néanmoins, plusieurs auteurs (Netscher, 1970 ; Taylor, 1975 ; Netscher, 1976 ; Prot, 1984, Berthou *et al.*, 1989) ont signalé des biotypes résistants de *M. incognita*, *M. javanica* ou *M. arenaria* sur cultivar Rossol ou autres cultivars considérés comme résistants ; ces biotypes ont été nommés « races B ».

Fargette (1987b) a étudié la gamme d'hôtes de 12 populations de l'Afrique de l'Ouest, avec le test élaboré par l'IMP et une gamme d'hôtes locaux comprenant des espèces ou cultivars connus pour leur résistance aux espèces de *Meloidogyne* de l'Afrique de l'Ouest (*Ipomoea batatas* cv CDH, *Ipomoea batatas* cv Chinese, *Medicago sativa* cv Interior, *Glycine max* cv Forrest, *Panicum maximum* cv T 58 et *Lycopersicon esculentum* cv Rossol) et des plantes d'intérêt pour l'agriculture locale (*Lactuca sativa* cv Blonde de Paris, *Amaranthus viridis*, *Sesbania rostrata*, *Coffea arabica* et *C. canephora*). En confrontant les phénotypes estérasiqes et les empreintes périnéales de ces populations à la réponse obtenue avec la gammes d'hôtes de Sasser (1979), l'auteur détermina 9 populations sur 12 avec une correspondance entre les trois tests (dont une est définie comme *M. incognita* race 4) mais deux ne pouvaient être classées (gamme d'hôte jamais décrite précédemment) ; il a décrit enfin une dernière population comme *M. arenaria* race 3 d'après ses empreintes périnéales, son phénotype estérasiqes et une observation de Netscher (comm. pers) selon laquelle les populations de l'Afrique de l'Ouest de *M. arenaria* ont une gamme d'hôte différente de celle décrite par Sasser (1979) puisqu'elles se développent sur poivron California Wonder mais pas sur arachide cv Florunner.

Par ailleurs, Fargette (1987b) a observé que certaines plantes locales, telles que le soja cv Forrest, la tomate cv Rossol, la patate douce cv CDH et cv Chinese, connues comme résistantes à *M. incognita*, *javanica* et *arenaria* étaient très sensibles à la population définie comme *M. incognita* race 4. Cette population est maintenant reconnue comme *M. mayaguensis* et les tests actuels de gamme d'hôtes prennent en compte cette nouvelle espèce.

Lors de la dernière enquête réalisée sur cultures légumières au Sénégal (Diop, 1994), et à la lumière des différentes études de Fargette citées ci-dessus, le test de gamme d'hôtes employé était le suivant :

Tableau 6 : Gamme d'hôtes employée au Sénégal (Diop, 1994)
(Légende : - : variété résistante ; + : variété sensible)

Espèces de <i>Meloidogyne</i>	Arachide Florunner	Poivron California Wonder	Tomate	
			Roma	Romitel
<i>M. arenaria</i>	+	+	+	-
<i>M. incognita</i>	-	+	+	-
<i>M. javanica</i>	-	-	+	-
<i>M. mayaguensis</i>	-	+	+	+

La race de *M. arenaria* trouvée ici correspondrait à la race 1 définie par Sasser (1979).

Le test gamme de plantes hôtes révèle ainsi ses limites à la caractérisation des espèces. Il doit être adapté en fonction des circonstances locales et au fur et à mesure de la description de nouvelles espèces. Etant donné l'état actuel des connaissances en nématologie en Afrique de l'Ouest, il ne sert qu'à une détermination spécifique et doit toujours être complété par des tests biochimiques. Par ailleurs, lorsque les espèces se trouvent en mélange au champ, le test ne permettra pas de révéler l'ensemble des espèces.

Profils estérasiques

En raison de la variabilité des caractères évoqués ci-dessus, les chercheurs se sont penchés dès 1971 sur des critères biochimiques pour déterminer les espèces de *Meloidogyne*. D'après les études diverses citées par Esbenshade & Triantaphyllou (1985), tous admettent actuellement que les β -estérases sont les enzymes les plus spécifiques pour déterminer les espèces de *Meloidogyne* (migration par électrophorèse sur gel de polyacrylamide puis révélation des enzymes par réaction enzymatique).

La vitesse de migration des protéines dans le gel, fonction de leur masse moléculaire et de leur charge électrique, est caractérisée par un indice de migration (Rm). Divers auteurs (Dalmasso & Bergé, 1978 ; Janati *et al.*, 1982 ; Esbenshade & Triantaphyllou, 1985) ont étudié des populations de *Meloidogyne* issues de plusieurs pays, dont certaines en provenance d'Afrique de l'Ouest. Ils ont montré que *M. javanica* possède un phénotype à 3 bandes estérasiques, *M. incognita* un phénotype à une bande et *M. arenaria* un phénotype variable à 1, 2 ou 3 bandes selon les populations. Les distances de migration de ces bandes varient légèrement en fonction des conditions expérimentales.

Fargette (1987b) a initié une étude sur les phénotypes de *Meloidogyne* spp. de l'Afrique de l'Ouest et a observé 8 phénotypes différents. Elle a trouvé un phénotype à deux bandes pour *M. incognita*, ainsi qu'un phénotype (numéroté VI) à 4 bandes qu'elle a identifié comme *M. incognita* race 4. Ce phénotype s'avérait virulent sur des hôtes habituellement résistants aux espèces de *Meloidogyne* connues. Fargette (1988) a retrouvé ce même phénotype en proportions importantes dans des populations de Côte d'Ivoire prélevées dans divers sites et sur des plantes variées ; elle l'a nommé *M. incognita* race B. Fargette & Braaksma (1990) ont remis en cause son appartenance à l'espèce *M. incognita*, évoquant la possibilité qu'il s'agisse de *M. enterolobii* ou *M. mayaguensis*, avec toutefois quelques incertitudes. Par ailleurs, ils ont pu identifier une souche de *M. arenaria* race B que leur a fournie Prot comme étant un phénotype VI.

Néanmoins, les études ultérieures confirment que ce profil estérasique à 4 bandes, décrit également par Berthou *et al.* (1989) par VS1-S1 (very slow), caractérise bien *M. mayaguensis* (Rammah & Hirschmann, 1988). Pour cette espèce, ni la gamme d'hôtes, ni les empreintes périnéales ne suffisent à la caractériser. Diop (1994) et Fargette *et al.* (1996) confirment la présence de cette espèce au Sénégal grâce à son profil estérasique et en décrivent sa distribution. Au Sénégal, ces tests biochimiques sont maintenant utilisés en routine pour l'identification des espèces (Figure 2).

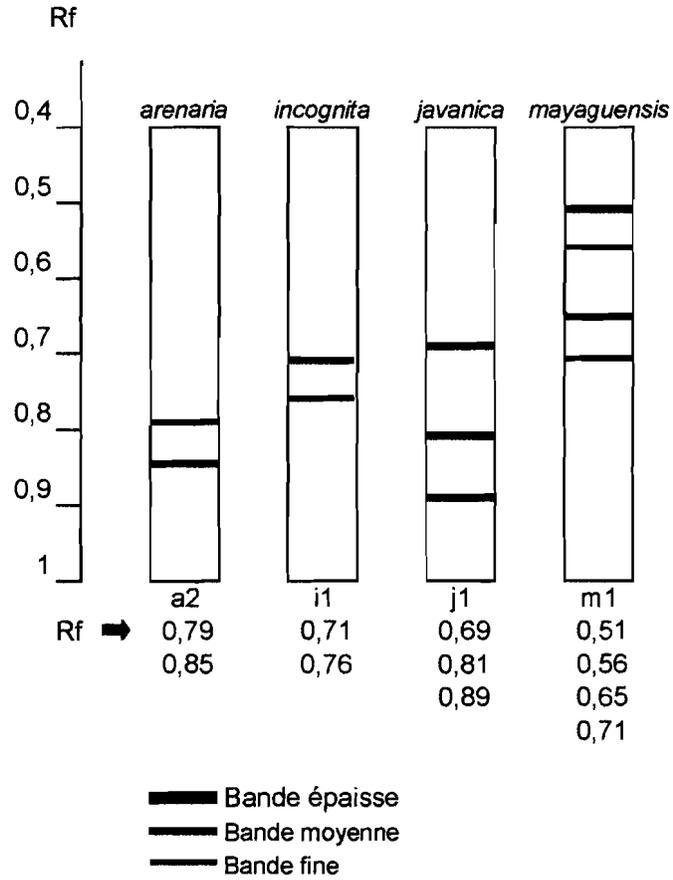


Figure 2 : Profils estérasiques des espèces de *Meloidogyne* trouvées au Sénégal sur cultures maraîchères

d. Cycle biologique

La femelle de *Meloidogyne* spp. (Figure 3) pond une masse d'œufs réunis dans une substance gélatineuse, à l'extérieur de la racine (De Guiran & Netscher, 1970). Cette substance est produite par les glandes rectales de la femelle ; elle protège les œufs des prédateurs et de la déshydratation. Les œufs ont une longueur moyenne de 95 μm et une largeur moyenne de 40 μm (Eisenback, 1985a).

Le nombre d'œufs est généralement de 500 à 1000 par masse d'œufs (De Guiran & Ritter, 1979). Cependant, les masses d'œufs de *M. mayaguensis* sont petites et contiennent généralement 150 à 200 œufs (Rammah & Hirschmann, 1988).

Les œufs se développent en 7 à 9 jours à 28 °C. Cette phase comprend l'embryogénèse, le premier stade larvaire (J1) et le second stade larvaire (J2) après une mue. Les juvéniles prêts à éclore sont donc des juvéniles de deuxième stade (De Guiran & Netscher, 1970). Ils sont vermiformes et mesurent en moyenne 15 μm de large et 400 μm de long (Eisenback, 1985a). Leur cavité générale est occupée presque totalement par le système digestif (la fonction de nutrition est la principale fonction des juvéniles), constitué en avant d'un stylet protractile.

Après éclosion, les juvéniles (Figure 3) se déplacent dans le sol à la recherche d'une racine de plante – hôte. Ils se regroupent tout d'abord autour de la zone sous-apicale de la racine en croissance, puis y pénètrent grâce à leur stylet (action chimique et mécanique). Ils se déplacent jusqu'au cylindre central (De Guiran & Netscher, 1970), et fixent leur tête dans les cellules du phloème primaire et du parenchyme adjacent pour s'y nourrir (Byrne *et al.*, 1977). Ces cellules nourricières sont transformées en cellules géantes et polynucléées (syncytia). Les cellules voisines subissent une hypertrophie, à l'origine des galles observées sur les racines.

Les nématodes du genre *Meloidogyne* sont des parasites obligatoires. Si les juvéniles infestants ne trouvent pas de racines pour se nourrir, ou bien si ils ne peuvent pas pénétrer dans les racines, ils meurent après épuisement de leurs réserves (De Guiran & Netscher, 1970).

Les juvéniles se nourrissent deux semaines puis subissent trois mues en quatre jours. La quatrième mue donne naissance aux adultes, soit mâles, soit femelles. Les juvéniles de stade 3 et 4 perdent leur stylet et ne se nourrissent pas. (De Guiran & Netscher, 1970).

Les mâles (Figure 3) sont vermiformes, avec une queue arrondie, larges de 30 μm et longs de 1400 μm en moyenne (Eisenback, 1985a) mais leur longueur peut aller jusqu'à 2 mm. Après éclosion, ils quittent la racine et se déplacent dans le sol. Bien qu'ils possèdent un stylet, ils ne se nourrissent pas (De Guiran & Netscher, 1970).

Les femelles sont piriformes à sphériques (Figure 3), de longueur moyenne 700 μm et de largeur moyenne 400 μm (Eisenback, 1985a). Elles restent fixées sur les cellules racinaires géantes et continuent à s'y nourrir, au moyen de leur stylet (endoparasites sédentaires). La plus grande partie de leur corps est occupée par les ovaires (De Guiran & Netscher, 1970) puisque la fonction reproductrice est leur fonction principale. La ponte des œufs débute environ trois semaines après la pénétration dans la racine.

Le rôle des mâles dans la reproduction est variable selon les espèces et selon leur mode de reproduction : amphimixie, parthénogenèse méiotique facultative, parthénogenèse mitotique obligatoire (apomixie). L'apomixie est le mode de reproduction de *M. incognita*, *M. javanica* (Triantaphyllou, 1985) et *M. mayaguensis* (Rammah & Hirschmann, 1988). En conditions de milieu favorable, la proportion de mâles parmi les adultes est très faible. En revanche, les juvéniles de

quatrième stade donnent des mâles préférentiellement aux femelles en conditions de milieu défavorables (De Guiran & Netscher, 1970).

Le cycle de *M. incognita* a été étudié en conditions contrôlées (température journalière variable de 24 à 32 °C, température nocturne de 20 °C pendant 8 heures) sur patate douce par Jatala & Russell (1972). La durée du cycle diminue quand la température augmente, avec un cycle de 42 jours à 24 °C et de 28 jours à 32 °C sur variété sensible 'Allgold'. *M. incognita* peut ainsi effectuer 4 à 5 cycles pendant une saison de culture. La durée du cycle du nématode était sensiblement la même sur variété résistante 'Nemagold'. Néanmoins, des différences étaient constatées entre variétés sensible et résistante dans la vitesse de pénétration des larves, plus rapide sur variété sensible, dans le nombre de juvéniles pénétrant par plante, plus élevé sur 'Allgold' ainsi que par le nombre de femelles reproductrices par plante (40 femelles sur 'Allgold' quelle que soit la température, contre 10,22 et 20 femelles sur 'Nemagold' à 24, 28 et 32 °C respectivement).

Sur patate douce, les racines à fonction nutritive et les racines de stockage sont attaquées de la même façon et la profondeur de pénétration des tubercules par les juvéniles dépend du moment auquel le nématode a pénétré (Jatala & Bridge, 1990).

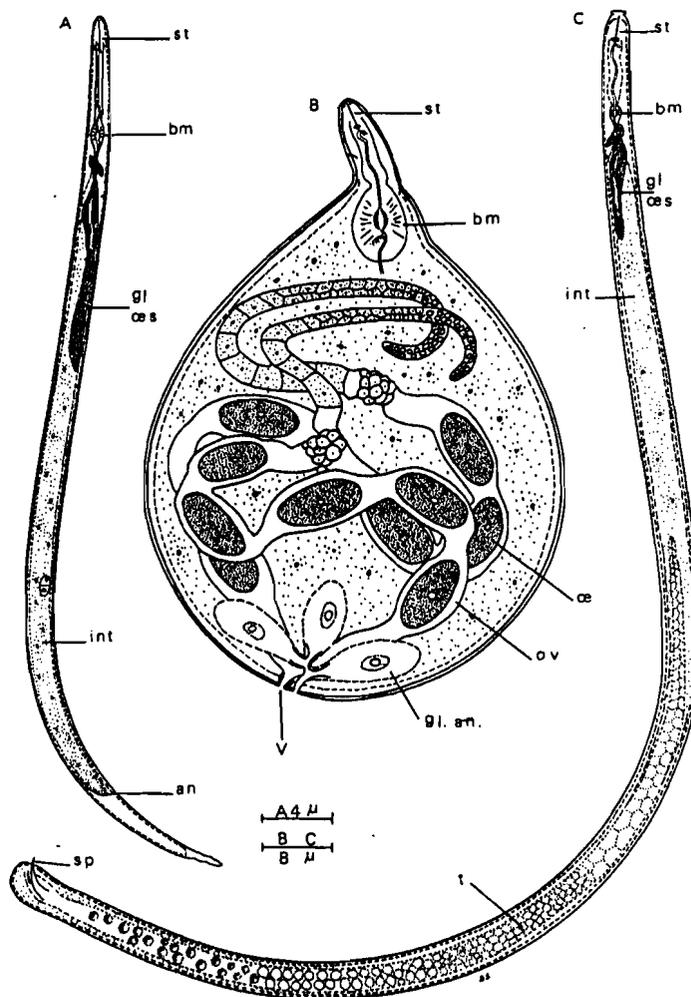


Figure 3 : *Meloidogyne* spp. A. larve de deuxième stade (stade libre) ; B : femelle adulte ; C : mâle adulte ; an. : anus ; bm : bulbe médian de l'oesophage ; gl. an. : glandes anales ; gl. oes. : glande basale de l'oesophage ; int. : intestin ; oe : œuf ; ov. : ovaire ; sp. : spicules copulateurs ; st. : stylet ; t. : testicules ; v. : vulve. (Source : De Guiran & Netscher, 1970).

e. Relations hôte parasite (vue sous l'angle de la résistance)

e1 Généralités : Interaction plante – nématode, quelques définitions et méthodes de mesure de la résistance

➔ Interaction plante - nématode

Les différentes phases de développement du nématode sont influencées par les relations plante-parasite. Il y a interaction entre la plante et le nématode à plusieurs étapes de son cycle :

- l'éclosion des juvéniles : elle est généralement spontanée mais la racine diffuse parfois des stimuli chimiques la favorisant (Hussey, 1985).
- La phase d'attraction racinaire : plusieurs auteurs ont montré que la plante émet des substances racinaires attractives pour le nématode (Hussey, 1985), et que le nématode ne se dirige pas par hasard vers la plante hôte. La plante peut également émettre des substances répulsives ou toxiques à l'égard du nématode.
- La nutrition intraracinaire : elle ne peut se faire que si les cellules nourricières sont transformées en cellules géantes comme expliqué au paragraphe ci-dessus. Dans certains cas, cette transformation n'a pas lieu et les cellules se nécrosent autour de la tête du nématode (=hypersensibilité); le symptôme exprimé est alors une nécrose de l'extrémité racinaire (mécanisme de défense de la plante). Par opposition, une nécrose de la totalité de la racine est une réaction de sensibilité.

Ces interactions définissent des réactions de sensibilité ou de résistance des plantes vis à vis du nématode. La résistance variétale aux *Meloidogyne* spp. est connue depuis 1925 sur patate douce (Edmond & Ammermann, 1925, cités par Lawrence *et al.*, 1986). Mateille (1994) a publié une synthèse bibliographique des connaissances actuelles sur les altérations physiologiques des plantes sensibles et les mécanismes de résistance. Les phénomènes d'altérations ainsi que ceux responsables de la résistance sont de divers ordres et nous ne décrivons ici que les connaissances sur patate douce.

➔ Quelques définitions

Les pathologistes ont établi des terminologies et des définitions pour décrire ces processus complexes impliqués dans l'interaction plante parasite (Dalmasso *et al.*, 1992) :

- **la résistance** (ou à l'opposé la sensibilité) est un mécanisme de défense actif qui inhibe, restreint, retarde ou altère le développement du nématode. Elle réduit la densité du pathogène soit par mécanisme d'hypersensibilité, l'existence de toxines ou de tissus épaissis. Ces caractéristiques correspondent au gène de virulence ou d'avirulence quand seulement un gène de la plante est impliqué. Le terme employé est le terme d'agressivité lorsque plusieurs gènes entrent en jeu.
- **L'immunité** fait référence à l'absence d'attractivité. Aucun signal chimique ou tactile n'est perçu par le nématode.
- **La tolérance** ne doit pas être considérée comme un véritable mécanisme de résistance puisque la plante permet au nématode de se reproduire, sans que le rendement de la plante en soit affecté.

Ces termes (Mateille, 1994) font référence soit aux mécanismes caractérisant le développement du parasite (immunité, résistance et sensibilité), soit aux mécanismes caractérisant la pathologie de la

plante (compatibilité et incompatibilité [dont l'hypersensibilité qui induit la résistance]), soit aux mécanismes caractérisant la croissance (taille, rendement) de la plante (tolérance, intolérance) (tableau 7).

Tableau 7 : Définition du caractère d'hôte en fonction du parasitisme (Mateille, 1994)

NEMATODE		PLANTE		
Pas d'attaque		Immune		
Attaque	Pas de reproduction	Résistante	Réaction d'hôte	Incompatible
	Reproduction	Sensible	Avec dégâts	Intolérante
			Sans dégâts	Tolérante

➔ Méthodes de mesure de la résistance pratiquées sur patate douce

En fait, les termes « résistance, immunité, tolérance » doivent être utilisés avec précaution car, selon Canto-Saenz (1985) deux paramètres devraient être mesurés pour une complète évaluation de la réponse des plantes aux nématodes : la reproduction du nématode et les dégâts causés par le nématode.

Sur patate douce, Ferris (1978) définit une densité seuil de dégâts de *M. incognita* en nombre de juvéniles par gramme de sol, dont la valeur est estimée à 0,005 à 0,03 larves/ gramme de sol pour respectivement un sol argileux et un sol sableux . C'est la seule étude connue sur ce thème pour cette culture.

Les autres auteurs mesurent la résistance de la patate douce en utilisant des critères tels que l'indice de galle et la nécrose racinaire (Giamalva *et al.*, 1963 ; Strubble *et al.*, 1966 ; Jones & Dukes, 1980), le pourcentage de tubercules craquelés (Strubble *et al.*, 1966), le nombre de femelles matures / gramme de racines de diamètre supérieur à 2 mm (Strubble *et al.*, 1966 ; Jatala & Russell, 1972) ou le nombre de masses d'œufs / gramme de racine (Jones & Dukes, 1980 ; Silveira & Maluf, 1993 ; Maluf *et al.*, 1996). Silveira & Maluf (1993) ont établi l'échelle de sensibilité suivante : 0 à 1,9 masse d'œuf (résistant), 2 à 2,9 masses d'œufs (moyennement résistant), 3 à 3,9 masses d'œufs (moyennement sensible) et plus de 4 masses d'œufs (sensible). Maluf *et al.* (1996) ont utilisé une échelle différente : 0 à 2 masses d'œufs (résistant), 3 à 10 masses d'œufs (moyennement résistant), 11 à 30 masses d'œufs (moyennement sensible) et plus de 31 masses d'œufs (sensible). Nous constatons ici qu'ils emploient dans leurs articles les termes « moyennement résistant » et « moyennement sensible », alors que d'autres pathologistes auraient plutôt employé le terme tolérant.

e2 Mécanismes et génétique de la résistance de la patate douce

➔ Mécanismes de résistance

Dans le cas particulier du couple patate douce / *Meloidogyne* spp., beaucoup d'études visant à comprendre les mécanismes de résistance ont été effectuées aux USA . Il existe des mécanismes pré et post infectieux et ces mécanismes coexistent parfois dans une même variété (Jatala & Russell, 1972).

- mécanismes pré-infectieux :

Jatala & Russell (1972) montraient que le système racinaire de la variété résistante « Nemagold » émet des exsudats répulsifs ou toxiques, persistants dans le sol qui pourraient prévenir ou réduire le contact larvaire avec les racines. Gapasin *et al.* (1988) ont montré que les exsudats de variétés résistantes inhibent l'éclosion larvaire et entraînent la mort des juvéniles de stade 2 de *M. incognita* et de *M. javanica*. Les mêmes auteurs ont constaté que les exsudats étaient synthétisés aussi par les variétés sensibles étudiées, mais en quantités moindres ; ils ont isolé des phénols (esculine, acide chlorogénique, scopolétine) des systèmes racinaires des plantes résistantes et sensibles, mais toujours en plus grande quantité dans les plantes résistantes. Ils ont émis l'hypothèse que ces phénols sont responsables de la mortalité larvaire.

- mécanismes post-infectieux :

Dean & Strubble (1953) font état de mécanismes faisant appel à l'hypersensibilité des variétés testées : des juvéniles de second stade pénètrent dans les racines de patate douce mais la nécrose racinaire empêche qu'ils se développent à un stade ultérieur. Ils signalent cependant que quelques juvéniles atteignent le stade femelle mature, même dans les variétés résistantes. Giamalva *et al.* (1966) constatent également que certaines variétés réagissent par hypersensibilité, mais ils identifient des variétés résistantes pour lesquelles un autre mécanisme serait en jeu, leurs racines ne se nécrosant pas.

La réaction d'hypersensibilité est fonction de la température : Jatala & Russell (1972) constatent qu'elle diminue quand la température passe de 24°C à 32°C pour *M. incognita* sur la variété résistante ; ceci est à relier avec l'étude de Dropkin (1969) sur tomate indiquant que la résistance est brisée à haute température.

Ces deux types de mécanismes ne sont pas propres à la patate douce puisqu'on les retrouve également largement sur d'autres cultures, la production de phénols étant souvent associée à des réactions d'hypersensibilité (Mateille, 1994).

➔ Génétique de la résistance à *Meloidogyne* spp.

Elle a été étudiée sur de nombreuses plantes dont la tomate et le poivron qui sont des plantes modèles. Sur tomate, la résistance est le fait d'un seul gène (ou d'un ensemble de gènes étroitement liés) dénommé Mi par Gilbert & Mc Guire (1956), et lui conférant la résistance à *M. incognita*, *M. javanica* et *M. arenaria*. Sidhu & Webster (1973) ont croisé des variétés sensibles et des variétés résistantes de tomate et conclu que le gène Mi peut être soit dominant, soit récessif, en fonction des croisements. Mais ils n'ont pas établi si les gènes uniques de résistance trouvés pour chaque variété testée sont allèles entre eux ou bien s'il s'agit de gènes différents. Ce gène Mi a été introduit dans un grand nombre de variétés sélectionnées jusqu'à aujourd'hui mais il s'est révélé inefficace sur les variétés connues vis à vis de *M. mayaguensis* (Fargette *et al.*, 1996).

Sur poivron, la résistance est multifactorielle : cinq gènes de résistance sont connus et confèrent au poivron une résistance à une, deux ou trois espèces de *Meloidogyne* (Dalmasso *et al.*, 1985).

Sur patate douce, les croisements entre variétés ont montré que la résistance à *M. incognita* (Strubble *et al.*, 1966 ; Jones & Dukes, 1980) et à *M. javanica* (Jones & Dukes, 1980) est multifactorielle. Jones & Dukes (1980) et Maluf *et al.* (1996) ont mis en évidence une héritabilité élevée pour la résistance à *Meloidogyne incognita* et à *M. javanica*. Cependant, la résistance aux deux espèces n'est pas corrélée (Jones & Dukes, 1980 ; Silveira & Maluf, 1993 ; Maluf *et al.*, 1996). Silveira & Maluf (1993) n'ont identifié aucun clone qui soit résistant à la fois aux quatre races de *M. incognita* mais Maluf *et al.* (1996) ont identifié 24 clones, résistants à la fois aux 4 races de *M. incognita* et à *M. javanica*.

f. Symptômes

Sur patate douce, *Meloidogyne* spp. s'attaque à la fois aux racines et aux tubercules, provoquant des renflements ou protubérances de différentes formes. Si la population initiale de nématodes est élevée, ils provoquent une production de racines latérales excessives associée à une croissance vigoureuse (Jatala, 1989). Les plantes hypersensibles et résistantes présentent une nécrose de l'extrémité racinaire, alors que les nécroses sur cultivars sensibles sont généralisées à toute la racine. Les tubercules infectés tendent à se craqueler à maturité, permettant ainsi l'attaque d'organismes secondaires et une pourriture ultérieure (Lawrence *et al.*, 1986). Sur des tubercules observés en coupe, les femelles sont visibles et généralement entourées de cellules nécrotiques.

La faible croissance racinaire des plants attaqués s'accompagne de symptômes tels que le jaunissement, le rabougrissement des parties aériennes et la tendance à flétrir aux périodes chaudes de la journée.

2.3. La lutte contre *Meloidogyne* spp.

La lutte fait appel à plusieurs méthodes, combinées entre elles la plupart du temps.

La lutte chimique, bien que plusieurs produits soient efficaces (Gapasin, 1981 ; Netscher, 1973 ; Clark *et al.*, 1980 ; Mateille & Netscher, 1985) et disponibles, est peu employée dans les pays en voie de développement en raison de son coût élevé et de la haute toxicité des produits. Les fumigants (ex : 1,3 D) nécessitent des équipes spécialisées pour leur application. Les non fumigants, plus faciles d'emploi grâce à leur formulation (aldicarbe, oxamyl, carbofuran), ne sont néanmoins pas tous autorisés sur cultures légumières.

La lutte physique par traitement à l'eau chaude (Burk & Tennyson, 1941) ou à l'air chaud (Martin, 1962) élimine *Meloidogyne* spp. du système tubéreux servant à la propagation, mais ces méthodes sont devenues obsolètes puisque la patate douce est maintenant multipliée par boutures de tiges, indemnes de *Meloidogyne*. Par contre, la solarisation du sol est reconnue à l'heure actuelle : Stevens *et al.* (1988) ont pu éliminer 92 % d'une population de *M. incognita* dans un champ de patate douce et augmenter significativement son rendement commercial grâce à cette méthode.

La lutte biologique pourrait se révéler intéressante dans l'avenir. Il existe de nombreux organismes prédateurs ou parasites de *Meloidogyne*, tels que *Pasteuria penetrans* ou *Arthrobotrys oligospora* (Duponnois *et al.*, 1995), que l'on retrouve dans les sols au Sénégal et qui font l'objet de recherches actives au centre IRD de Dakar.

La lutte culturale, enfin, comprend des méthodes prophylactiques, telles que

- l'apport d'amendements organiques, qui peuvent contenir des substances nématicides telles que les feuilles ou amendes de neem (*Azadirachta indica*). Certains amendements améliorent les propriétés chimiques du sol, diminuant ainsi indirectement la population de nématodes, tel que le fumier de poulet utilisé sur patate douce (Gapasin, 1981). Le fumier de poulet contient aussi des champignons pièges pouvant diminuer la population de nématodes (Gapasin, 1981).
- la culture de plantes non-hôtes telles que *Panicum maximum* (Netscher, 1983) diminuant l'inoculum de *Meloidogyne* de façon suffisante pour cultiver par la suite des plantes sensibles.
- la culture de variétés ou cultivars résistants, dont cette étude fait l'objet, malgré la possibilité de voir se développer des races contournant la résistance.

3. LA RESISTANCE VARIETALE DE LA PATATE DOUCE A *MELOIDOGYNE* SPP.

3.1. Situation dans le monde

Les principaux pays producteurs ont un programme de sélection de patate douce dans lequel ils incluent la sélection de variétés résistantes aux principaux parasites et libèrent des variétés résistantes ou moyennement résistantes aux *Meloidogyne* fortement productives; les pays le plus souvent mentionnés dans les références bibliographiques sont l'Amérique du Nord (Université de Georgie, Texas, Louisiane), le Japon, la Chine, le Brésil et l'Inde.

En 1985, le Centre International de la pomme de terre (CIP), est créé en collaboration avec l'IBPGR ; cette banque de gènes d'Amérique latine et des Caraïbes , basée à Lima (Pérou) devrait compléter les activités d'autres organisations telles que l'IITA et l'AVRDC intéressés par la préservation des ressources génétiques. Elle s'intéresse à la sélection de variétés résistantes aux principaux parasites de la patate douce et également de la pomme de terre. Sur 5 404 cultivars de patate douce collectés dans le monde entier, 1 773 ont été testés pour leur comportement vis à vis des nématodes à galles mais seulement 317 contenaient des gènes de résistance utiles (Huaman & De la Puente, 1988). Les cultivars sénégalais ne sont pas recensés au CIP.

3.2. Situation au Sénégal

Essais agronomiques

Dans le cadre de ses essais de sélection, le CDH (1986) a évalué au champ la résistance à *Meloidogyne* spp. des variétés sélectionnées. Nous ne disposons que d'informations partielles sur ces essais, n'ayant pu obtenir leur protocole, mais seulement des données synthétiques sur les résultats.

L'essai conduit au champ en 1982 a donné les résultats suivants : les clones Ndargu, Walo et 2498 ne présentaient aucune galle, le clone 1487 quelques galles alors que le 10B11, 2544 et 2532 se montraient sensibles. D'autres essais par la suite ont confirmé celui-ci et permis d'identifier un ensemble de clones pratiquement résistants : Louga 5, 27, 29, 45, 65, Ndargu, Mboro 1, Mboro 4, 1487 et Walo (CDH, 1986). Néanmoins, les espèces de *Meloidogyne* présentes sur les parcelles d'essai ne sont pas citées.

Essais en pots sous ombrière

Avant 1997, aucune étude spécifique concernant la sensibilité de la patate douce aux espèces de *Meloidogyne* n'a été conduite au Sénégal d'un point de vue scientifique.

La patate douce était incluse dans les essais nématologiques conduits par l'IRD , en mélange avec d'autres cultures maraîchères, lors d'études de caractérisations de populations de nématodes. C'est ainsi que Berthou *et al.* (1989) ont mis en évidence la sensibilité du cultivar Ndargu à *M. mayaguensis*, qui était réputée être résistante aux autres espèces de *Meloidogyne*.

Les cultivars de patate douce CDH et Chinese sont connus comme résistants à *M. javanica*, *M. incognita* et *M. arenaria* (Fargette, 1987b). Les études récentes ont montré qu'ils étaient très sensibles à *M. mayaguensis* (Fargette, 1987b et 1988 ; Fargette & Braaksma, 1990). La patate douce cv CDH obtenait la plupart du temps la note maximale attribuée pour caractériser les dégâts du nématode, soit un indice de galles de 5 ou 6 (respectivement 10 à 30 galles par plant et plus de 30 galles par plant) et un taux de multiplication du nématode de 5 ou 6 (respectivement 5000 à 15000 J2 par plant et plus de 15000 J2 par plant). Ceci correspond à un taux de multiplication du nématode supérieur à 10 (plants inoculés avec 500 J2 par plant) sans que la température sous serre dépasse la température critique de 30°C. La virulence de l'espèce est très élevée vis à vis du cultivar.

Le cultivar Chinese présente une sensibilité moindre que le cultivar CDH à certaines lignées de *M. mayaguensis* mais restant néanmoins élevée. Par ailleurs, ce cultivar présente une sensibilité intermédiaire à *M. incognita* (résistances à certaines populations, sensibilité à d'autres avec un

indice de galles et / ou un taux de multiplication de 3 à 4) alors que le cv CDH est toujours résistant à cette espèce.

Nous ne savons pas si le cultivar CDH qui était conservé sur le centre ORSTOM d' Adiopodoumé en Côte d'Ivoire correspond au cultivar Ndargu ou non.

La première étude spécifique sur la patate douce conduite au Sénégal a eu lieu en 1997, pour les raisons évoqués en préambule de ce rapport. Elle a été menée sur plusieurs clones et variétés cultivés en pots sous ombrière à l'IRD de Dakar (Dabo, 1997) et inoculés avec trois espèces de *Meloidogyne* séparément : *M. incognita*, *M. javanica* et *M. mayaguensis*. Dabo (1997) a identifié (tableau 8) des variétés sensibles, résistantes ou hôtes de ces espèces (notation de l'indice de galles, du nombre de juvéniles par décimètre cube de sol, par gramme de racines et de tubercules, taux de multiplication des nématodes deux mois après une inoculation de 500 juvéniles par pot).

Tableau 8 : Réponse de différents clones et variétés de patate douce à 3 espèces de *Meloidogyne* sur plantes en pots. (S = sensible [taux de multiplication > 1]; R = résistant [taux << 1]; H = hôte [taux voisin de 1]) (Dabo, 1997)

Espèce de <i>Meloidogyne</i>	Clone 2	Clone 29	Walo	Clone 39	Clone 2532
<i>M. incognita</i>	H	H	S	S	S
<i>M. javanica</i>	R	R	R	H	S
<i>M. mayaguensis</i>	H	H	S	S	S

Cette étude de Dabo (1997) confirme les résultats agronomiques du CDH concernant les clones 2, 29 et 2532, mais en diffère pour le clone Walo, trouvé sensible à *M. incognita*. Il est intéressant de noter que les clones 2 et 29 sont seulement hôtes de *M. mayaguensis*.

ETUDE EXPERIMENTALE

1. OBJECTIFS

Il s'agissait de tester la sensibilité variétale de 7 clones de patate douce : un clone local et six clones issus de sélections du CDH ou de l'IITA aux nématodes du genre *Meloidogyne* en conditions de culture en pot, sous ombrière.

2. MATERIELS ET METHODES

2.1. Matériel végétal

Les variétés testées sont une variété locale (aucun nom vernaculaire connu), les clones N'Dargu, Louga 5, 27 (sélections du CDH) et les clones Tis 25-32, 25-44 et 80-24 (sélections de l'IITA).

Le matériel végétal a été prélevé au jardin d'essais de l'ISRA de Saint-Louis dans une parcelle de collection, sauf la variété locale issue de Yamane, village situé sur la bordure ouest du lac de Guiers. Des boutures de tige de 40 cm de long environ, dont le bourgeon apical a été éliminé, et comportant 5 à 6 nœuds, ont été mises à enraciner 72 heures dans de l'eau distillée à température ambiante sous ombrière.

Elles ont ensuite été transplantées dans des pots, à raison d'une bouture par pot contenant 2,5 dm³ de sol sableux préalablement autoclavé à la vapeur (40 mn, 140 °C, 2,5 bars),.

2.2. Inoculation des nématodes

Les trois espèces de *Meloidogyne* majoritaires au Sénégal (*M. javanica*, *M. incognita* et *M. mayaguensis*) ont été inoculées séparément dans chaque pot, soit sous forme de juvéniles de second stade (pour *M. javanica*), soit sous forme d'œufs (pour *M. incognita* et *M. mayaguensis*). En effet, la technique habituelle d'extraction des juvéniles n'a pas permis d'obtenir un inoculum suffisant pour ces deux espèces, et les plants ont dû être inoculés avec des œufs.

L'inoculum de chaque plant était constitué de 500 œufs ou juvéniles par pot, en suspension dans 5 ml d'eau. Les quantités réelles inoculées étaient : *M. javanica* : 495 J2 / plant, *M. incognita* : 490 œufs / plant, *M. mayaguensis* : 493 œufs / plant. Les suspensions de nématodes ont été inoculées dans des trous de 5 cm de profondeur environ, pratiqués au pied de chaque plant, puis rebouchés. Les combinaisons "espèce de *Meloidogyne* – variété de patate douce" ont été répétées 5 fois.

Les juvéniles de *M. javanica* ont été extraits de masses d'œufs obtenues à partir des élevages de nématodes sur Tomate cv Roma cultivées sous ombrière en pots. La technique d'extraction des masses d'œufs, d'éclosion des juvéniles et la description de la méthode de comptage des juvéniles sont décrites en annexe 1.

Les œufs de *M. incognita* et *M. mayaguensis* ont été obtenus après dissolution des masses d'œufs dans une solution d'hypochlorite de sodium selon la méthode de Hussey & Barker (1973) et comptés selon la même méthode que les juvéniles (annexe 2)

2.3. Conduite de l'essai

Les plants ont été disposés sous ombrière selon un dispositif en ligne. Ils ont été arrosés quotidiennement à raison de 50ml d'eau par plant. En cas d'attaque d'acariens et de mouches blanches, un traitement alterné de Decis et Malathion était appliqué. Les dates des opérations de plantation des boutures, inoculation des nématodes et dépotage des plants sont en annexe 3.

2.4. Mesure de la sensibilité des variétés de patate douce aux *Meloidogyne*

Elle a été mesurée 48 jours après inoculation. Les plants ont été dépotés et le système aérien éliminé. Le système racinaire a été séparé du sol, récupéré en totalité et lavé sous l'eau courante. Les nématodes inoculés, après avoir pénétré dans les racines, se sont transformés en adultes. C'est donc la descendance des nématodes inoculés que nous avons mesurée dans cet essai.

a. Mesure de l'indice de galles

Un indice de galles a été attribué à chaque système racinaire selon l'échelle de Zeck (1971) comprise entre 1 et 10 (annexe 4). Cet indice est basé sur le nombre de galles, leur taille et leur importance sur les racines.

b. Extraction des nématodes du sol (Seinhorst, 1962; Figure 4)

Un aliquote de sol de 250 cm³ est passé à travers un tamis grossier de 2 mm de maille sous un courant d'eau afin d'éliminer toutes les particules de taille supérieure à 2 mm (graviers, débris racinaires). Le reste est récupéré dans un Erlenmeyer de 2000 ml.

Séparation des particules

Le contenu de l'erien est renversé sur la colonne d'élutriation qui est traversée par un courant d'eau ascendant (débit variable fixé en fonction de la texture du sol, de 60 à 80 litres par minute) pendant 20 minutes pour séparer les nématodes des autres particules. Durant cette phase, les particules grossières de sol tombent au fond de l'élutriateur (partie A). Les particules les plus légères, dont les nématodes, sont récupérés dans le seau par le trop plein de la partie C. En fin d'élutriation, les nématodes de taille intermédiaire sont récupérés dans le même seau à la base de la partie B, et le reste de l'erien est versé ensuite dans le seau en D.

Filtration – concentration

Le contenu du seau est versé sur une succession de quatre tamis de 50 µm de maille chacun. Les refus contenant les nématodes sont ensuite récupérés dans un verre à pied.

Purification

Le contenu du verre à pied est déposé sur un tamis tapissé de papier cellulose. Le tamis étant placé au-dessus d'une boîte de Pétri contenant de l'eau, les nématodes migrent à travers le papier cellulose et tombent dans la boîte de Pétri. La suspension est récupérée après 24 heures pour le dénombrement des nématodes.

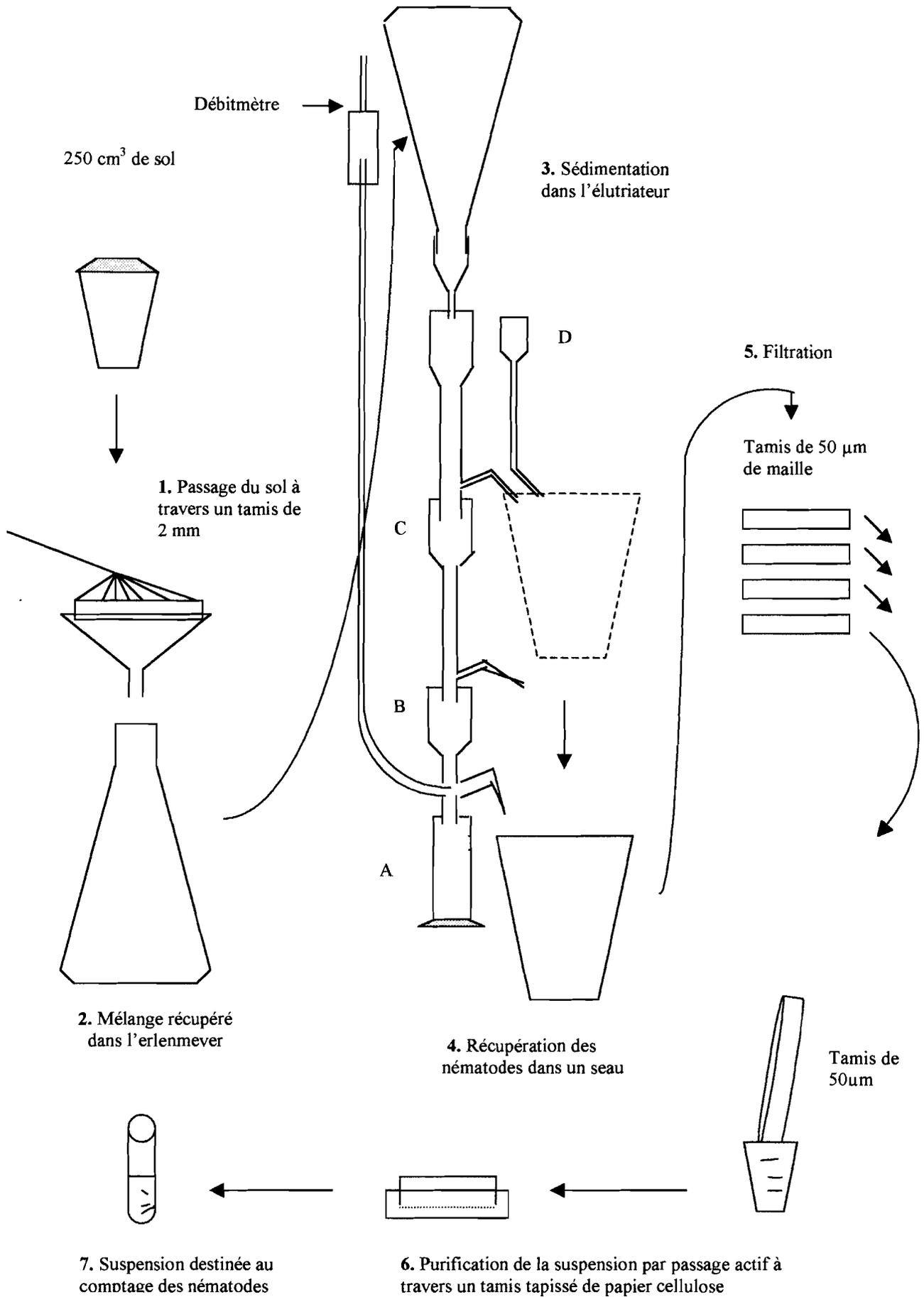


Figure 4 : Extraction des nématodes du sol par élutriation (Seinhorst, 1962)

c . Extraction des nématodes des racines et des tubercules (Seinhorst, 1950)

Après mesure de l'indice de galles, les racines sont pesées, découpées en fragments de un centimètre environ et placées dans un tamis de 2 mm de maille. Le tamis est disposé dans une boîte munie d'un trop-plein sous un brouillard d'eau de débit inférieur à 400 ml.h^{-1} . Le brouillard provoque la pourriture des tissus et l'éclosion des juvéniles des masses d'œufs. Les juvéniles éclos tombent dans la boîte. La suspension de nématodes est récupérée une fois par semaine pendant 8 semaines, et filtrée à travers un tamis tapissé de papier cellulose en vue du comptage (même méthode que pour l'extraction du sol).

Certains plants ont émis des tubercules précocement. Les tubercules ont été pesés et soumis à l'extraction séparément des racines.

Après la dernière extraction, les échantillons de racines et tubercules ont été mis à sécher à température ambiante et leur poids sec déterminé.

d. Comptage des nématodes

Les nématodes sont comptés dans une cellule ouverte quadrillée de 5 ml de volume selon la méthode de Merny et Luc (1969).

Après comptage (annexe 1), les effectifs ont été exprimés en :

- nombre de juvéniles par dm^3 de sol
- nombre de juvéniles par gramme de racines ou de tubercules
- nombre de juvéniles par plant (sol + racines + tubercules). Cette valeur permet de calculer le taux de multiplication des nématodes $T_x = P_f / P_i$
où P_f = population finale par plant
 P_i = population initiale (=inoculée) par plant

e. Vérification de la pureté des espèces inoculées

Après comptage des nématodes issus de la première extraction racinaire (une semaine), les suspensions des juvéniles appartenant à la même espèce de *Meloidogyne* ont été mélangées, puis inoculées à des plants de tomate cv Roma (4 répétitions par espèce) âgés de trois semaines.

Un mois après l'inoculation, les plants ont été dépotés, les racines lavées et 20 femelles de *Meloidogyne* ont été extraites manuellement de chaque système racinaire. Elles ont ensuite été analysées par électrophorèse des isoenzymes estérasiqes pour vérifier la pureté des espèces inoculées.

2.4. Analyse des résultats

Lors du dépotage, soit 55 jours après la plantation, seul le clone 2544 a ébauché des tubercules, quelle que soit l'espèce de nématode inoculée. Un résultat global de la densité de juvéniles dans les racines et tubercules sera donc fourni dans ce cas.

Au cours de l'essai, un plant de patate douce (clone 8024 inoculé avec *M. javanica*) est mort. Nous lui avons attribué un indice de galle égal à la moyenne des quatre autres répétitions. La valeur des autres variables a été estimée (estimation de Yates). Par ailleurs, les nombres de juvéniles par gramme de poids frais, par gramme de poids sec et le taux de multiplication de trois échantillons (Clone 2532 inoculé par *M. javanica*, répétition n°3, clone Ndargu inoculé par *M. mayaguensis*,

répétition 2 ; Clone 8024 inoculé par *M. javanica*, répétition 4) sont aberrantes (données très élevées par rapport aux autres). Elles ont été supprimées et estimées sur la moyenne des autres répétitions pour l'analyse de variance.

Les résultats ont été analysés à l'aide du logiciel statistique de la façon suivante :

- analyse de variance pour l'indice de galle, le nombre de juvéniles par dm^3 de sol, le nombre de juvéniles par gramme de poids frais de racines et tubercules et le taux de multiplication. (hypothèse d'égalité des variances pour un risque $\alpha = 5\%$). Les données des deux dernières variables sont transformées par $\log_{10}(x + 1)$.

- test de Newman-Keuls avec risque $\alpha = 5\%$ lorsque l'hypothèse d'égalité des variances était vérifiée.

3. RESULTATS

3.1. Analyse des éléments constitutifs de la sensibilité de la patate douce

a . Indice de galle

L'indice de galle maximum obtenu est de 4, sur un seul plant du clone 27 inoculé avec *M. mayaguensis*. Il définit (annexe 4) la présence de nombreuses petites galles, de peu de grosses galles et un système racinaire majoritairement sain.

Les racines des clones Ndargu, Louga 5 et 27 inoculés avec *M. javanica*, des clones 2532 et 27 inoculés avec *M. incognita* ne portaient aucune galle, alors que tous les clones inoculés avec *M. mayaguensis* présentaient des galles (tableau 9).

Les indices de galle moyens des espèces inoculées avec *M. javanica* et *M. incognita* étaient faibles (inférieurs à 1), sauf pour le clone 2544 inoculé avec *M. javanica* (statistiquement différent des autres traitements) et la variété « locale » et le clone 8024 inoculés avec *M. incognita*. Il est néanmoins apparu une certaine hétérogénéité entre les plants des clones dont l'indice de galle moyen était inférieur à 1 : un plant sur cinq répétitions avait un indice de 2 ou 3. Aucune différence statistique n'a été mise en évidence entre les traitements pour le facteur *M. incognita*.

L'indice de galle moyen des clones inoculés avec *M. mayaguensis* est toujours compris entre 1 et 2, sauf pour le clone 2544 (indice de 3), mais les clones ne sont pas statistiquement différents.

Tableau 9 : Développement des trois espèces de *Meloidogyne* étudiées sur sept clones et variétés de patate douce (les données suivies d'une même lettre ou d'aucune lettre [analyses par espèce] ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$)

	Clones et variétés							Moyenne
	Locale	2544	2532	Ndargu	Louga 5	8024	27	
Indice de galle								
<i>M. javanica</i>	0,8 b	2,6 a	0,6 b	0 b	0 b	0,5 b	0 b	0,64
<i>M. incognita</i>	1,2	0,4	0	0,4	0,2	1,0	0	0,46
<i>M. mayaguensis</i>	1,2	3,0	1,0	1,2	1,4	1,4	1,8	1,57
moyenne	1,07	2,00	0,53	0,53	0,53	0,97	0,60	0,89
Nombre de juvéniles par dm³ de sol								
<i>M. javanica</i>	84	80	4	0	0	152	0	46
<i>M. incognita</i>	4	0	0	0	0	0	4	1
<i>M. mayaguensis</i>	184	36	0	72	4	20	24	49
moyenne	91	39	1	24	1	57	9	32
Nombre de juvéniles par gramme de poids frais de racines et tubercules								
<i>M. javanica</i>	467 a	639 a	32 b	2 d	0 d	323 a	9 c	210
<i>M. incognita</i>	20 ab	38 a	2 ab	0 b	0 b	23 ab	18 ab	14
<i>M. mayaguensis</i>	1097 ab	1307 a	215 b	212 ab	972 ab	1001 ab	726 ab	790
moyenne	528	661	83	71	324	449	251	338
Nombre de juvéniles par gramme de poids sec de racines et tubercules								
<i>M. javanica</i>	9768 a	10110 a	636 b	26 d	4 e	4750 a	174 c	3638
<i>M. incognita</i>	497 a	737 a	79 ab	2 b	3 b	446 a	370 ab	305
<i>M. mayaguensis</i>	35492 a	24745 ab	4732	5746 ab	17998 ab	16991 ab	15222 ab	17275
moyenne	15252	11864	1815	1925	6001	7396	5255	7073
Taux de multiplication								
<i>M. javanica</i>	21,5 ab	33,4 a	1,3 c	0,1c	0,0 c	8,6 b	0,2 c	9,3
<i>M. incognita</i>	0,9 ab	2,1 a	0,0 b	0,0 b	0,0 b	0,7 ab	0,5 ab	0,6
<i>M. mayaguensis</i>	31,3 ab	60,3 a	5,5 b	8,2 b	28,9 ab	28,5 ab	16,5 ab	25,6
moyenne	17,9	31,9	2,3	2,8	9,6	12,6	5,7	11,8

b. Densité de juvéniles dans le sol

Elle est faible (inférieure à 200 juvéniles / dm³ de sol), quel que soit le clone de patate douce et l'espèce de *Meloidogyne* inoculé (Tableau 9).

L'analyse de variance n'a pas été possible, étant donné l'hétérogénéité des données. Il a été jugé inutile de faire une analyse sur les données transformées en raison de la faible infestation du sol.

c. Densité de juvéniles dans les racines et tubercules

c.1. Evolution des éclosions

Toutes variétés de patate douce confondues, la quantité totale d'œufs éclos est très variable suivant les espèces de *Meloidogyne* : très faible pour *M. incognita*, intermédiaire pour *M. javanica* et très fort pour *M. mayaguensis*.

Les éclosions de *M. incognita* sont restées très faibles. En revanche, celles de *M. javanica* et de *M. mayaguensis* ont augmenté dès la seconde semaine, avec un pic d'éclosions situé à la deuxième (*M. javanica*) ou troisième (*M. mayaguensis*) semaine d'extraction. Elles chutent ensuite régulièrement au cours des semaines suivantes. Presque plus aucun œuf n'éclop après huit semaines.

L'analyse détaillée par espèce de *Meloidogyne* permet de rendre compte des différences visuelles observées selon la variété de patate douce considérée (Figure 6) :

M. incognita : les éclosions sur Ndargu et Louga 5 ont été proches de zéro la première semaine et se sont arrêtées ensuite. Elles ont été légèrement supérieures sur le clone 2532 mais se sont arrêtées également après la première semaine. Les éclosions des clones 8024, 27 et de la variété locale, bien que supérieures, sont restées faibles également et étaient toujours inférieures à 500 juvéniles par plant, témoignant de la non multiplication de *M. incognita*. Seul le clone 2544 a subi une éclosion plus importante que les autres clones, importante jusqu'à la quatrième semaine, faible les trois semaines suivantes, et nulle la huitième semaine.

M. javanica : des éclosions importantes n'ont été observées que sur les clones 2544 et 8024 et la variété locale. Alors que les éclosions deviennent faibles dès la sixième semaine, mais continuent néanmoins jusqu'à la huitième semaine, tendant vers un plateau, sur les clones 2544 et la variété locale, elles continuent de façon importante sur la variété locale. Rien ne permet de dire qu'elles n'auraient pas continué au delà (l'expérience a été arrêtée afin d'éviter le pourrissement des racines).

M. mayaguensis : les éclosions sur le clone 2544 sont nettement supérieures à celles des autres clones dès la première semaine d'extraction. Elles croissent de façon logarithmique jusqu'à la quatrième semaine puis diminuent et tendent vers un plateau à partir de la sixième semaine. Cette dynamique d'éclosion est approximativement la même pour tous les clones. Les clones 8024, Louga 5 et la variété locale atteignent le même niveau d'éclosion en fin d'extraction mais les éclosions démarrent plus lentement dans le cas du clone Louga 5.

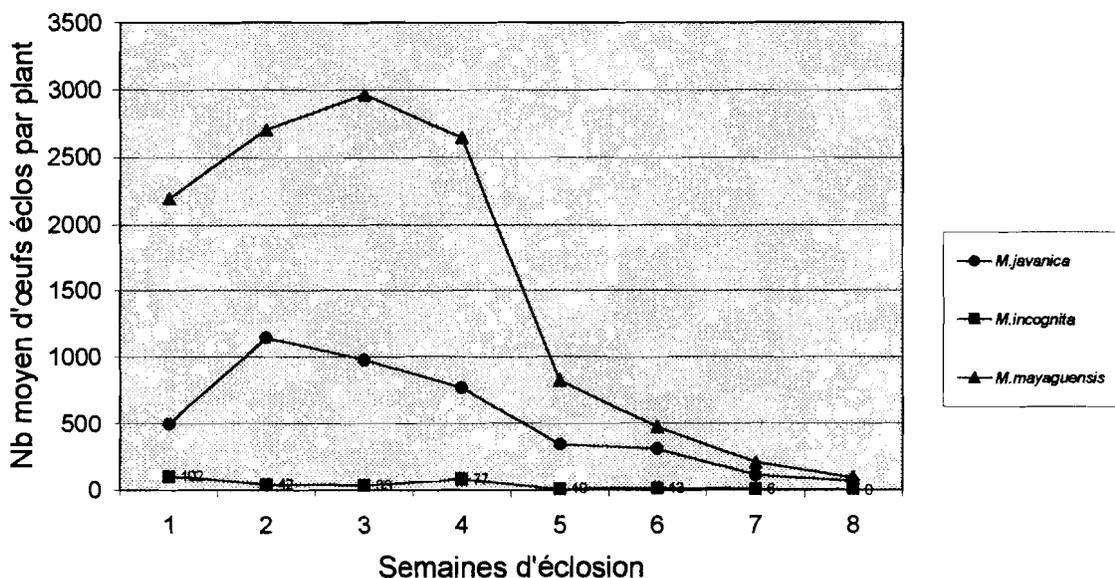


Figure 5 : Evolution des éclosions hebdomadaires moyennes de *Meloidogyne* sur patate douce

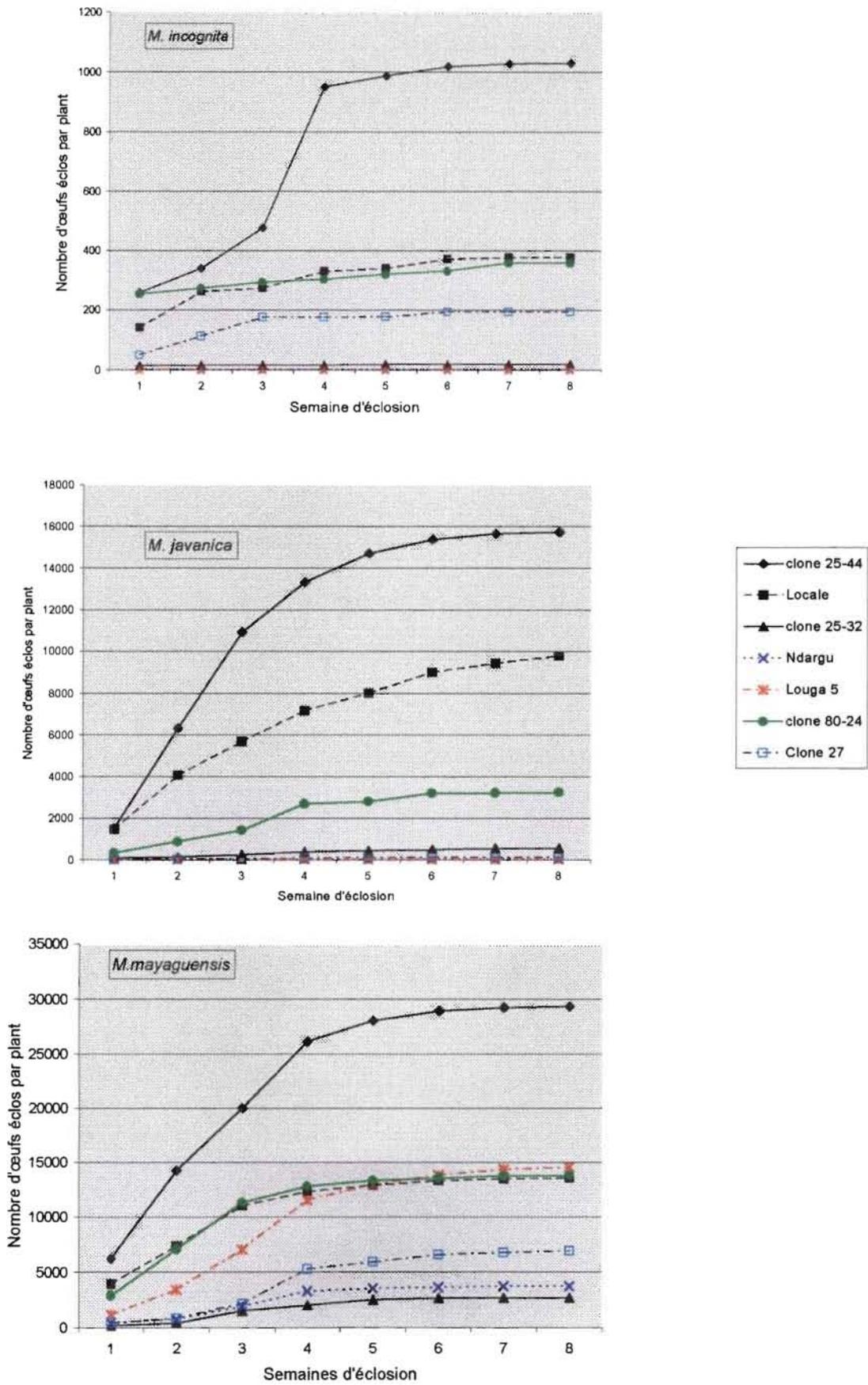


Figure 6 : Eclussions hebdomadaires cumulées des espèces de *Meloidogyne* selon la variété de patate douce

c.2. Nombre de juvéniles par gramme de racines et de tubercules

En général, ce résultat est exprimé par gramme de poids sec. Dans notre cas, nous avons conservé leur expression sous forme de poids frais. En effet, l'extraction a duré huit semaines au cours desquelles une partie de la matière végétale pourrie a pu être perdue par entraînement par le brouillard d'eau sous les asperseurs. Les pertes sont hétérogènes entre les échantillons d'une part et le poids sec sous estimé d'autre part. Ceci conduit a priori à surestimer l'effet des nématodes sur les plants. L'analyse a donc porté sur le nombre de *Meloidogyne* par gramme de poids frais. Elle a été complétée par l'analyse sur poids sec pour vérifier que le classement entre variétés restait le même.

Analyse des résultats du nombre de juvéniles par gramme de poids frais

La densité de juvéniles par gramme (Tableau 9) est très élevée pour toutes les variétés inoculées avec *M. mayaguensis* ainsi que pour trois clones (2544, locale et 8024) inoculés avec *M. javanica*. Le clone le moins sensible à *M. mayaguensis* est le 2532, le plus sensible est le clone 2544, les autres ont une sensibilité intermédiaire et ne peuvent être distingués statistiquement.

Parmi les variétés inoculées avec *M. javanica*, la variété locale et les clones 2544 et 8024 sont les plus sensibles et statistiquement identiques entre elles. Les autres clones sont statistiquement différents les uns des autres et classés comme suit : 2532, clone 27, puis Ndargu et Louga 5, ces deux derniers étant identiques statistiquement.

Le nombre de juvéniles par gramme est faible à très faible pour les variétés inoculées avec *M. incognita*. Les clones et la variété les plus sensibles aux deux autres espèces de *Meloidogyne* se révèlent également les plus sensibles à *M. incognita*. Nous constatons que Ndargu et Louga 5 sont infestées par un nombre négligeable de juvéniles de *M. javanica* et de *M. incognita*.

Analyse des résultats du nombre de juvéniles par gramme de poids sec

Les classements sont dans l'ensemble respectés sauf pour *M. mayaguensis* où le classement de la variété locale est inversé avec celui du clone 2544.

c.3. Taux de multiplication

Toutes les variétés présentent un taux de multiplication important à *M. mayaguensis* (Tableau 9). Les clones 2532 et Ndargu ont un taux moyen de multiplication de *M. mayaguensis* inférieur à 10 et statistiquement différent du clone 2544 alors que les autres ont un taux intermédiaire, indifférenciable statistiquement des taux des variétés extrêmes.

Les clones 2544 et 8024 ainsi que la variété locale sont sensibles à *M. javanica*. Les clones Ndargu, Louga 5 et le clone 27 sont résistants à l'espèce et le clone 2532 ne le multiplie que légèrement.

Quant à l'espèce *M. incognita*, seul le clone 2544 la multiplie, faiblement. La variété 'locale' et le clone 8024 sont hôtes de l'espèce ($0,5 < \text{taux} < 1$) et les clones 27, 2532, Ndargu et Louga 5 résistants ($\text{taux} < 0,5$).

3.2. Recherche d'un effet espèce de *Meloidogyne*

Il existe une variabilité pathogénique des espèces sur les clones et variété de patate douce testés (tableau 10), avec deux espèces très virulentes : *M. mayaguensis* et *M. javanica*, celle de *M. mayaguensis* étant significativement supérieure à celle de *M. javanica*, et une espèce non virulente *M. incognita*. La différence statistique constatée entre *M. javanica* et *M. incognita* pour le taux de multiplication et le nombre de juvéniles par gramme de poids frais n'existe pas pour l'indice de galle.

Tableau 10 : Pathogénie des espèces de *Meloidogyne* toute variété de patate douce confondue (les données suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$; classement sur les données brutes * ou transformées □)

	Indice de galle		Nombre J2 /g de poids frais			Taux de multiplication	
<i>M. javanica</i>	0,64	B *	210		B □	9,29	B □
<i>M. incognita</i>	0,46	B *	14		C □	0,60	C □
<i>M. mayaguensis</i>	1,57	A *	790		A □	25,61	A □
Moyenne	0,89		338			11,83	

3.3. Recherche d'un effet variétal

Le clone 2544 est statistiquement identique à la variété 'locale' et au clone 8024 pour le nombre de juvéniles par gramme de poids frais, mais différent d'eux pour l'indice de galle et le taux de multiplication. Les clones 27, 2532, Ndargu et Louga 5 sont statistiquement identiques entre eux pour l'indice de galle et le taux de multiplication, mais différents pour le nombre de juvéniles par gramme de poids frais.

Néanmoins, quel que soit le critère d'analyse de la sensibilité variétale, les clones et la variété locale sont toujours classés dans le même ordre à l'exception d'une inversion entre le clone 2532 et le clone 27 pour le taux de multiplication (mais statistiquement identiques pour ce critère). Nous retiendrons le classement du taux de multiplication. Les variétés sont ainsi classées en trois groupes de sensibilité : le premier constitué du clone 2544, le second du clone 8024 et de la variété locale, et le troisième des clones 2532, Ndargu, 27 et Louga 5.

Tableau 11: Sensibilité des variétés de patate douce à *Meloidogyne* toute espèce confondue; DB = données brutes; DT = données transformées. (les données suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes, $p > 0,05$; classement sur les données brutes * ou transformées □)

Variétés	Indice de galle		Nombre J2 /g de poids frais			Taux de multiplication		
	DB	*	DB	DT	□	DB	DT	□
Clone 2544	2,00	A	661	2,37	A	31,96	1,20	A
'locale'	1,07	B	528	2,16	A	17,86	0,95	B
Clone 8024	0,97	B	449	2,18	A	12,60	0,87	B
Clone 27	0,60	B	251	1,36	B	5,75	0,38	C
Clone 2532	0,53	B	83	1,27	BC	2,27	0,31	C
Louga 5	0,53	B	324	0,86	C	9,65	0,35	C
Ndargu	0,53	B	71	0,86	C	2,76	0,28	C

4. DISCUSSION ET CONCLUSION

Le nombre de juvéniles infestants trouvés dans le sol est très faible et l'éclosion totale observée dans le sol est inférieure dans tous les cas à celle observée la première semaine d'extraction en chambre à brouillard. Nous avons enregistré la température sous ombrière la semaine précédant le dépotage et avons constaté que la température maximale journalière avoisinait 35 °C, la température minimale 23 °C, soit une température moyenne de 28 °C. Sur cette base, et en nous référant aux données de Jatala & Russell (1972), nous émettons l'hypothèse que le cycle moyen du nématode serait de 32 jours (en présupposant un cycle des trois espèces de *Meloidogyne* de la même longueur, Jatala & Russell n'ayant étudié que le cycle de *M. incognita*). Les juvéniles inoculés (génération 0) ont du pénétrer entre 0 et 15 jours maximum après inoculation (nous tenons compte ici du délai maximum de 10 jours pendant lequel les juvéniles doivent trouver un site de nourriture, auquel nous rajoutons environ cinq jours pour les espèces inoculées au stade œuf). Si à cette donnée, nous rajoutons 32 jours de cycle, nous aurions du trouver beaucoup de juvéniles dans le sol (génération 1) entre 32 et 46 jours après inoculation. Ces juvéniles de génération 1 auraient eu le temps de pénétrer à nouveau dans le système racinaire de la patate, ce qui expliquerait leur présence en faible nombre dans le sol à 48 jours. Cette hypothèse semblerait vérifiée par les éclosions importantes de juvéniles entre les troisième et quatrième semaine d'extraction en chambre à brouillard (correspondant à 69 et 76 jours respectivement après inoculation, soit deux cycles), chutant ensuite progressivement. Les juvéniles extraits dans notre étude seraient des juvéniles de la génération 2.

Le taux de multiplication moyen corrobore les observations au champ concernant la variété dite « locale », sensible à *Meloidogyne* spp. Parmi les variétés sélectionnées, le clone 8024 atteint le même niveau de sensibilité moyen que la variété locale aux trois espèces de *Meloidogyne*. Il est cependant important de noter que la variété « locale » est hôte seulement de *M. incognita*, bien qu'elle multiplie de façon importante *M. javanica* (taux de 21,5) et *M. mayaguensis* (taux de 31,3). Cet essai semblerait confirmer la sensibilité du clone 2544 observée au champ par le CDH (1986). Ce clone, plus sensible que la variété locale, ne pourrait donc pas être proposé aux paysans en alternative à la variété locale. Les clones 27, Louga 5 et Ndargu, considérés comme pratiquement résistants à *Meloidogyne* spp (CDH, 1986), sont effectivement trouvés résistants à *M. incognita* et à *M. javanica* dans nos conditions expérimentales mais se révèlent sensibles à *M. mayaguensis*, sans que ces clones puissent être distingués statistiquement pour leur sensibilité à *M. mayaguensis*. En effet, pour un même clone, les réponses à *M. mayaguensis* sont très hétérogènes entre les cinq répétitions : certains plants multiplient le nématode à un taux voisin de un, d'autres entre 2 et 10, d'autres encore entre 20 et 50.

Le clone 2532 est hôte de *M. javanica*, résistant à *M. incognita* et sensible à *M. mayaguensis*. Sur la parcelle de collection, il porte la mention Tis 2532. Nous devons le distinguer du clone 2532 testé par Dabo (1997), très sensible aux trois espèces de *Meloidogyne* (taux de 32,8 ; 55,7 et 71 pour *M. incognita*, *M. javanica* et *M. mayaguensis*), et qui semblerait par conséquent être le véritable clone introduit par l'IITA, puisque qu'il est sensible à *Meloidogyne* spp., comme semblait l'indiquer le CDH (1986). Le clone testé ici serait un autre clone, pour lequel il y aurait eu une erreur d'étiquetage dans les parcelles de collection. Nous proposons de le dénommer CJM momentanément pour éviter la confusion. Ces deux clones, gardés en collection sur deux parcelles différentes, font à l'heure actuelle l'objet d'une description détaillée afin de vérifier, par comparaison avec les descriptions originales, leur provenance et savoir s'il s'agit d'un même clone ou pas.

La notion de variété hôte ou sensible au parasite peut être aussi sujette à interprétation dans certains cas limites où le taux de multiplication est proche de 1. En effet, dans le cas du clone 2532 testé ici, son taux de multiplication de *M. javanica* après huit semaines d'extraction est de 1,3. Si nous n'avions procédé à l'extraction que pendant quatre semaines, comme Dabo (1997), nous aurions

trouvé un taux de 0,9. Dans le premier cas, le clone est considéré comme étant sensible, dans le second cas hôte. En général, ce type d'expérience se fait même sur des extractions d'une durée de deux semaines. Nous retiendrons par conséquent la qualité d'hôte pour le clone 2532 (renommé temporairement CJM).

Nous confirmons dans notre étude, l'agressivité de *M. mayaguensis* sur patate douce, déjà mise en évidence par Fargette (1988), Fargette & Braaksma (1990) et Dabo (1997). Nous avons identifié un certain nombre de variétés résistantes à *M. incognita* (taux moyen de multiplication de 0,6), contrairement à Dabo (1997), qui a trouvé trois variétés sensibles sur cinq, avec un taux de multiplication moyen de 10,6. La souche de *M. incognita* employée était la même que lui. Le taux moyen de multiplication de *M. javanica* (9,6) que nous avons observé est voisin du taux de 11,7 observé par Dabo (1997), correspondant à des variétés sensibles et à d'autres résistantes.

Nous pouvons ainsi synthétiser les données présentes et celle de Dabo (1997) de la façon suivante :

Tableau 12 : Sensibilité de variétés de patate douce à trois espèces de *Meloidogyne* (R : résistant [taux de multiplication Tx < 0,5] ; H : hôte [0,5 < Tx < 1] ; S : sensible avec S+ : 1 < Tx ≤ 5 ; S++ : 5 < Tx ≤ 10 ; S+++ : 10 < Tx ≤ 20 ; S++++ : Tx > 20)

	<i>M. incognita</i>	<i>M. javanica</i>	<i>M. mayaguensis</i>
Variété locale	H	S++++	S++++
Clone 2	H	R	H
Clone 27	H	R	S+++
Clone 29	H	R	H
Clone 39	S+++	H	S+++
Clone 2532	S++++	S++++	S++++
Clone 2544	S+	S++++	S++++
Clone 8024	H	S++	S++++
Clone CJM	R	H	S++
Clone Ndargu	R	R	S++
Clone Walo	S++	R	S+++
Clone Louga 5	R	R	S++++

Aucun des clones testés ici n'est résistant ou hôte aux trois espèces à la fois, alors que Dabo (1997) a identifié deux clones (2 et 29) résistants à *M. javanica* et hôtes seulement de *M. incognita* et *M. mayaguensis*. Ces clones pourraient donc a priori être intégrés dans un système de culture maraîcher dans n'importe quelle zone contaminée par *Meloidogyne*. Ils possèdent des potentialités de rendement intéressantes avec plus de 33 t/ha en moyenne à Cambérène et environ 20 t/ha à Ndiol (CDH, 1987; Mbaye *et al.*, 1988). Les autres clones, résistants ou hôtes de *M. javanica* et *M. incognita*, seraient une alternative à la variété locale dans les zones infestées par *M. mayaguensis*.

Néanmoins, ces résultats sur la sensibilité variétale sont partiels, puisqu'ils ne font intervenir que le taux de multiplication du nématode. Il serait intéressant de connaître également les dégâts provoqués au champ. Il faudrait donc étudier le comportement des clones testés ici et en 1997 en conditions réelles au champ. Un essai en ce sens est en cours actuellement.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- BERTHOU, F.; BA-DIALLO, A.; DE MAEYER, L. et DE GUIRAN, G. (1989). 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.
- BURK, E.F. and TENNYSON, G. (1941). Hot water treatment for control of nematodes in sweet potato seed roots. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science*, 39 : 299 - 302.
- BYRNE, J.M., PESACRETA, T.C. and FOX, J.A. (1977). Vascular pattern change caused by a nematode, *Meloidogyne incognita*, in the lateral root of *Glycine max* (L.). *Mem. Am. J. Bot.*, 64 : 960 - 965.
- CANTO-SAENZ, M. (1985). The nature of resistance to *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University, USA, 225 - 231.
- CDH (1986). La patate douce. In : *Les cultures maraîchères au Sénégal : bilan des activités du CDH de 1972 à 1985*, CDH, Cambérène, Dakar, p. 163-176.
- CDH (1987). *Rapport d'activités 1985/86*. ISRA, CDH, Cambérène, Dakar, 14-17.
- CLARK, C.A., BIRCHFIELD, W., YIK, C.P. and BONIOL, D.P. (1980). Application rates and methods for Nema-cur 3SC for nematode control on sweet potato, 1979. *Fungicide and Nematicide Tests*, 35 : 222.
- DABO, M. (1997). *Sensibilité de la patate douce (Ipomoea batatas) aux nématodes du genre Meloidogyne*. Rapport de stage des techniciens supérieurs en Protection des Végétaux, Niamey, Niger. Stage effectué à l'ORSTOM, laboratoire de nématologie, Dakar, du 22/9/97 au 30/11/97, 29p.
- DALMASSO, A. & BERGE, J.B. (1978). Molecular polymorphism and phylogenetic relationship in some *Meloidogyne* spp. : Application to the taxonomy of *Meloidogyne*. *J. Nematol.*, 10 : 323 - 332.
- DALMASSO, A.; CARDIN, M.C.; POCHARD, E. et DAUNAY, M.C. (1985). Pouvoir pathogène des nématodes *Meloidogyne* et génétique de la résistance chez quelques solanacées maraîchères. *C.R. Acad. Agri. de France*, 71 (7) : 771 - 779. Séance du 22 mai 1985.
- DALMASSO, A.; CASTAGNONE-SERENO, P. and ABAD, P. (1992). Seminar : tolerance and resistance of plants to nematodes - Knowledge, needs and prospects. *Nematologica*, 38 : 466-472.
- DEAN, J.L. & STRUBLE, F. (1953). Resistance and susceptibility to root-knot nematodes in tomato and sweet potato. *Phytopathology*, 43 : 290 (abstr.).
- DE GUIRAN, G. et NETSCHER, C. (1970). Les nématodes du genre *Meloidogyne*, parasites de cultures tropicales. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 11 : 151-185.

DE GUIRAN, G. et RITTER, M. (1979). Life cycle of *Meloidogyne* species and factors influencing their development. In "Root-knot nematodes (*Meloidogyne* species)", Ed. by LAMBERTI et TAYLOR, p. 173 - 191.

DIOP, M.T. (1994). *Les nématodes parasites des cultures maraîchères au Sénégal. Distribution de Pasteuria penetrans, actinomycète parasite des nématodes du genre Meloidogyne*. Mémoire de D.E.A. de biologie animale, Université Cheikh Anta Diop de Dakar, Sénégal, 36 p. + figures et tableaux.

DROPKIN, V.H. (1969). The necrotic reaction of tomatoes and other hosts resistant to *Meloidogyne* : reversal by temperature. *Phytopathology*, 59 : 1632 - 1637.

DUPONNOIS, R., MATEILLE, T. and GUEYE, M. (1995). Biological characteristics and effects of two strains of *Arthrobotrys oligospora* from Senegal on *Meloidogyne* Species parasitizing Tomato Plants. *Biocontrol Science and Technology*, 5 : 517 - 525.

EISENBACK, J.D. (1985a). 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*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA , 47 - 78.

EISENBACK, J.D. (1985b). Diagnostic characters 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*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA , 95 - 112.

ESBENSHADE, P.R. and TRIANTAPHYLLOU, A.C. (1985). Identification of major *Meloidogyne* species employing enzyme phenotypes as differentiating characters. In: : Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA , 135 - 140.

FALL, A.A. (1997). *Economie des exploitations agricoles dans les systèmes irrigués de la bordure Ouest du lac de Guiers*. Document interne PSI-Sénégal, Travaux et Etudes N°5, ISRA Fleuve, Saint-Louis, Sénégal, 29 p.

FARGETTE, M. (1987a). Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 1. Stability of the esterase phenotype. *Revue Nématol.*, 10 : 39 - 43.

FARGETTE, M. (1987b). Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. *Revue Nématol.*, 10(1) :45-56.

FARGETTE, M. (1988). Présence de race B du nématode phytoparasite *Meloidogyne incognita* en Côte d'Ivoire et leur caractérisation par l'électrophorèse des estérases. *C.R. Acad. Sci. Paris*, t. 306, Série III, 437 - 440.

FARGETTE, M. and BRAAKSMA, R. (1990). Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 3. A study of some "B" race lines and their taxonomic position. *Revue Nématol.*, 13 (4) :375 - 386.

- FARGETTE, M., DUPONNOIS, R., MATEILLE, T. and BLOCK, V.C.(1996). Characterization of *Meloidogyne mayaguensis* and its relationships to other tropical root-knot nematodes. *Nematotropica*, 26 (3) : 261 (Abstr.).
- FERRIS, H. (1978). Development of nematode damage functions and economic thresholds using *Meloidogyne incognita* on tomatoes and sweet potatoes. *J. Nematol.*, 10 : 286 - 287 (Abstr.).
- GAPASIN, R.M. (1981). Control of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* and its effect on the yield of sweet potato and cassava. *Annals of Tropical Research*, 3 : 92 - 100.
- GAPASIN, R.M. , VALDEZ, R.B. and MENDOZA, E.M.T. (1988). Phenolic involvement in sweetpotato resistance to *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne javanica*. *Ann. Trop. Res.*, 10 : 63 - 75.
- GIAMALVA, M.J., MARTIN, W.J. and HERNANDEZ, T.P. (1963). Sweet potato varietal reaction to species and races of root-knot nematodes. *Phytopathol.*, 53 : 1187 - 1189
- GILBERT, J.C. & McGUIRE, D.C. (1956). Inheritance of resistance to severe root-knot from *Meloidogyne incognita* in commercial type tomatoes. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.*, 68 : 437 - 442.
- HAHN, S.K., JOHN, C.G. Isoba & IKOTUN, T. (1989). Resistance breeding in root and tuber crops at the International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Ibadan, Nigeria. *Crop Protection*, Vol 8 , 147 - 168.
- HARTMAN,K.M. and J.N. SASSER (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, pp 69 - 77.
- HIRSCHMANN, H. (1985a). The classification of the family Meloidogynidae. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA ,35 - 46.
- HIRSCHMANN, H. (1985b). The genus *Meloidogyne* and morphological characters differentiating its species. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA , 79 - 94.
- HUAMAN, Z. and DE la PUENTE, F. (1988). Development of a sweet potato Gene bank at CIP. *CIP Circular*, Vol. 16 (2) : 1-7.
- HUAT, J. (1997). *Inventaire des nématodes phytoparasites des cultures maraîchères sur la bordure Ouest du lac de Guiers*. Document interne PSI, ISRA, Saint-Louis, Sénégal, 5 p.
- HUAT,J. (1998). *Comportement agronomique de sept variétés de patate douce sur la bordure Ouest du lac de Guiers; saison fraîche 1997/98*. Rapport interne ISRA, PSI, Saint-Louis, Sénégal, 9p + tableaux.

- HUSSEY, R.S. (1985). Host-parasite relationships and associated physiological changes. *In*: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol 1 : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA , 143 -154.
- HUSSEY, R.S. and BARKER, K.R. (1973). A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter*, 57 (12) : 1025 - 1028.
- JANATI, A, BERGE, J.B., TRIANTAPHYLLOU, A.C. et DALMASSO, A. (1982). Nouvelles données sur l'utilisation des isoestérases pour l'identification des *Meloidogyne*. *Revue Nématol*, 5 (1) : 147 - 154.
- JATALA, P. (1989). Nematodes in tuber and root crops and their management. *Proceedings of the 11th international Congress in plant protection*, Manilla, Philippines.
- JATALA, P. and BRIDGE, J. (1990). Nematode parasites of Root and Tuber Crops. *In* : Luc, M., Sikora, R.A. & Bridge, J. (Eds). *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. CAB International, Wallingford, 137 - 180.
- JATALA, P. and RUSSELL C.C. (1972). Nature of sweet potato resistance to *Meloidogyne incognita* and the effects of temperature on parasitism. *J. Nematol.*, 4 : 1 - 7.
- JONES, A. & DUKES, P.D. (1980). Heritabilities of sweet potato resistance to root-knot nematode caused by *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne javanica*. *J. Amer.Soc. Hort. Sci.*, 105 (2) : 154 - 156.
- LAWRENCE,G.W., CLARK, C.A. and WRIGHT, V.L. (1986). Influence of *Meloidogyne incognita* on resistance and susceptible potato cultivars. *Journal of Nematology*, 18 : 59 - 65.
- LUC, M., MAGGENTI, A.R. and FORTUNER, R. (1988). A reappraisal of Tylenchina (Nemata). 9. The family Heteroderidae Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941. *Revue Nématol.*, 11 : 159 - 176.
- MALUF, W.R., AZEVEDO, S.M. and CAMPOS, V.P. (1996). Heritability of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) resistance in sweet potatoes. *J. Genet. & Breed.*, 50 : 161 - 165.
- MARISCAL, A.M. (1987). Ecological and cultural requirements of sweet potato. *Root Crops Digest*, Vol. 2, N° 2 , 4 p.
- MARTIN, W.J. (1962). Elimination of root-knot nematodes from infested sweet potato roots and plants. *Plant Disease Reporter*, 46 : 21 - 23.
- MATEILLE, T. (1994). Biologie de la relation plantes-nématodes : perturbations physiologiques et mécanisme de défense des plantes. *Nematologica*, 40 : 276 - 311.
- MATEILLE, T. et NETSCHER, C. (1985). Temporary protection of egg-plant from *Meloidogyne incognita* by minute quantities of isazophos and aldicarb applied at seedling stage. *Revue Nématol*, 8 (1) : 41 - 44.

- MBAYE, A., SARR, M. et SIDIBE, T. (1988). *Rapport annuel 1987*. CDH, ISRA, Cambérène, Sénégal. 39 p.
- MERNY, G. & LUC, M. (1969). Les techniques d'évaluation des populations dans le sol. In: Lamotte, M. & Bourlière, F. (Eds.). *Problèmes d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux dans les milieux terrestres*. Masson & Cie, Paris: 257-292.
- NESTCHER, C. (1970). Les nématodes parasites des cultures maraîchères au Sénégal. *Cah. ORSTOM, sér. Biol.*, 11 : 209 - 228.
- NETSCHER, 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. (1976). Observations and preliminary studies on the occurrence of resistance breaking biotypes of *Meloidogyne* spp. on tomato. *Cah. ORSTOM, sér. Biol.*, 11 (3) : 173 - 178.
- NETSCHER, C. (1978). Morphological and physiological variability of species of *Meloidogyne* in West Africa and implications for their control. *Meded. Landbouwhogeschool Wageningen*, 46 p.
- NETSCHER C. (1983). Control of *Meloidogyne incognita* in vegetable production by crop rotation in Ivory Coast. *Acta Hort.*, 152 : 219 - 225.
- PROT, J.C. (1984). A naturally occurring resistance breaking biotype of *Meloidogyne arenaria* on tomato. Reproduction and pathogenicity on tomato cultivars Roma and Rossol. *Revue Nématol.*, 7 (1) : 23 - 28.
- RAMMAH, A. and HIRSCHMAN, H. (1988). *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. *J. Nematol.*, 20 : 58 - 69.
- SASSER, J.N. (1954). Identifications and host-parasite relationships of certain root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *Bull. Md agric. Exp. Stn A.*, 77 : 1-30.
- SASSER, J.N. (1979). Pathogenicity, host ranges and variability in *Meloidogyne* species. In : Lamberti, F. & Taylor, C.E. (Eds.). *Root-knot nematodes (Meloidogyne species). Systematics, biology and control*. New York and London, Academic Press, 257 - 268.
- SASSER, J.N. and CARTER, C.C (1985). Overview of the international *Meloidogyne* Project 1975-1984. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University, USA, p 19-26.
- SEINHORST, J.W. (1950). De betekenis van de toestand von de grond voor het optreden van aanstasting door het stengelaaltje (*Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev). *Tijdschr. Pl. Ziekt.*, 56 : 292 - 349.
- SEINHORST, J.W. (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. C.A.B. Commonwealth Institute of parasitology, Farnham Royal, 645 p.

- SIDHU, G. and WEBSTER, J.M. (1973). Genetic control of resistance in tomato. I. Identification of genes for host resistance to *Meloidogyne incognita*. *Nematologica*, 19 : 546 - 550.
- SILVEIRA (de), M.A.& MALUF, W.R. (1993). Resistência de clones de batata-doce a *Meloidogyne* spp. *Hort. Bras.*, 11 (2) : 131- 133.
- STEVENS, C., KHAN, V., TANG, A.Y. and BONSI, C. (1988). The effect of soil solarisation on growth response and root-knot damage of sweet potato. *Hort. Sci.*, 23 : 827.
- STRUBBLE, F.B., MORRISON, L.S. & CORDNER, H.B. (1966). Inheritance of resistance to stem rot and to root-knot nematode in sweet potato. *Phytopathology*, 56 : 1217 : 1219.
- TAYLOR, D.P. (1975). Observations on a resistant and a susceptible variety of tomato in a field heavily infested with *Meloidogyne* in Senegal. *Cah. ORSTOM, Sér. Biol.*, 10 (3) : 239 - 245.
- TRIANANTAPHYLLOU, A.C. (1963). Polyploidy and parthenogenesis in the root-knot nematode *Meloidogyne arenaria*. *J. Morphol.* 113 : 489-499.
- TRIANANTAPHYLLOU, A.C. (1979). Cytogenetics of root-knot nematodes, pp 85-109. In : Lamberti, F. & Taylor, C.E. (Eds). *Root knot nematodes (Meloidogyne species) systematics, biology and control*, Academic Press, New York. 477 p.
- TRIANANTAPHYLLOU, A.C. (1981). Oogenesis and the chromosomes of the parthenogenetic root-knot nematodes *Meloidogyne incognita*. *J. Nematol.* 13 : 95 - 104.
- TRIANANTAPHYLLOU, A.C. (1985). Cytogenetics, cytotaxonomy and phylogeny of root-knot nematodes. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds.). *An Advanced treatise on Meloidogyne - Vol I : Biology and control*, , Dept of Plant Pathology and United States Agency for International Development publishers, North Carolina State University , USA 113 - 126.
- VAN derDEKEN, H. & de LANNOY, G. (1978). *Synthèse de quelques aspects de la culture de la patate douce*. CDH, Cambérène, Dakar, 29 p.
- VERNIER, P. & VARIN, D. (1994). La culture de la patate douce. *Agriculture et développement*, 3 : 54 - 63.
- ZECK, W.M. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. *Pflanzen-Nachricht. Bayer Ag.*, 24: 141 - 144.

ANNEXES

ANNEXE 1

EXTRACTION DES JUVENILES (STADE J2) A PARTIR DES MASSES D'ŒUFS DE MELOIDOGYNE ET COMPTAGE DES JUVENILES

1.1. Extraction des masses d'œufs des racines et éclosion des juvéniles

Les masses d'œufs sont récupérées sur des racines de tomate en provenance des élevages. Elles sont facilement repérables sur les galles (couleur marron claire et visibles à l'œil nu). Les racines prélevées sont lavées à l'eau courante.

Après lavage des racines, le prélèvement des masses d'œufs se fait sous stéréomicroscope avec des pinces.

Les masses d'œufs sont mises dans un éclosoir (rondelle PVC de 1 cm de diamètre environ, doté d'un tamis de 100 μm de maille à la base). L'éclosoir est déposé dans une boîte de Pétri en verre (voir schéma ci-dessous) contenant de l'eau, et mis à l'étuve à 28°C à l'obscurité pendant une semaine.

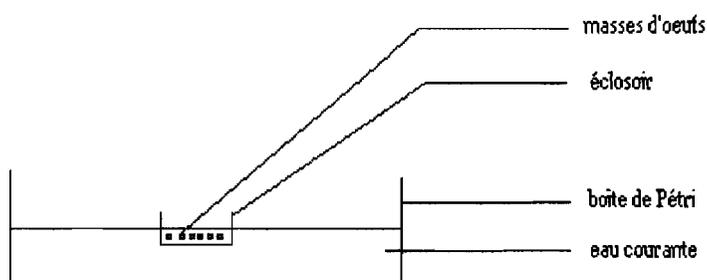


Figure 1 : Schéma d'un éclosoir

N.B. Le nombre de masses d'œufs prélevé tient compte du nombre de juvéniles total nécessaires à l'inoculation (fonction du nombre de répétitions), sachant qu'une masse d'œufs contient en moyenne 500 œufs.

1.2. Technique de comptage des juvéniles

a. Ajustement des volumes de suspension

Les juvéniles issus de l'éclosoir sont mis en suspension dans l'eau dans un tube de verre gradué de 50 ml. Le tube est déposé sans agitation 1 à 2 heures pour permettre la décantation des nématodes (dépôt blanc à la base du tube). En fonction de l'importance du dépôt, le volume du tube est ajusté à 25 (faible dépôt) ou 50 ml (dépôt plus important), soit en ajoutant de l'eau soit en enlevant avec

une pompe à vide. S'il s'avère, après une première observation sur la cellule de comptage, qu'il y ait très peu de nématodes, le comptage se refait après avoir réduit le volume du tube à son culot.

b. Comptage

Selon la concentration de la suspension à compter, 1 ou 5 ml sont prélevés à la pipette et déposés sur la cellule de comptage en plexiglas.

Les juvéniles sont comptés sous microscope stéréoscopique (grossissement x 40).

Si la solution est trop concentrée en juvéniles, rendant le comptage difficile, il faut procéder à une dilution appropriée et recommencer le comptage sur la base de la nouvelle dilution.

ANNEXE 2

EXTRACTION DES ŒUFS DES MASSES D'ŒUFS PAR TRAITEMENT A LA JAVEL

1. Les masses d'œufs sont extraites des racines comme décrit ci-dessus puis introduites dans des tubes Eppendorf contenant de l'eau distillée.
2. L'eau distillée est remplacée par de l'eau de Javel : NaOCl à 0,53 % pendant 4 minutes ; cette opération permet une digestion de la matrice mucilagineuse des masses d'œufs. Quatre centrifugations pendant 1 mn précédées de rinçages à l'eau distillée permettent de retirer l'eau de Javel.
3. Après le dernier rinçage, le culot est tamisé à travers un filtre de 100µm de maille et le filtrat contenant les œufs est récupéré pour le comptage.
4. Pour compter les œufs, on procède de la même manière que pour les juvéniles.

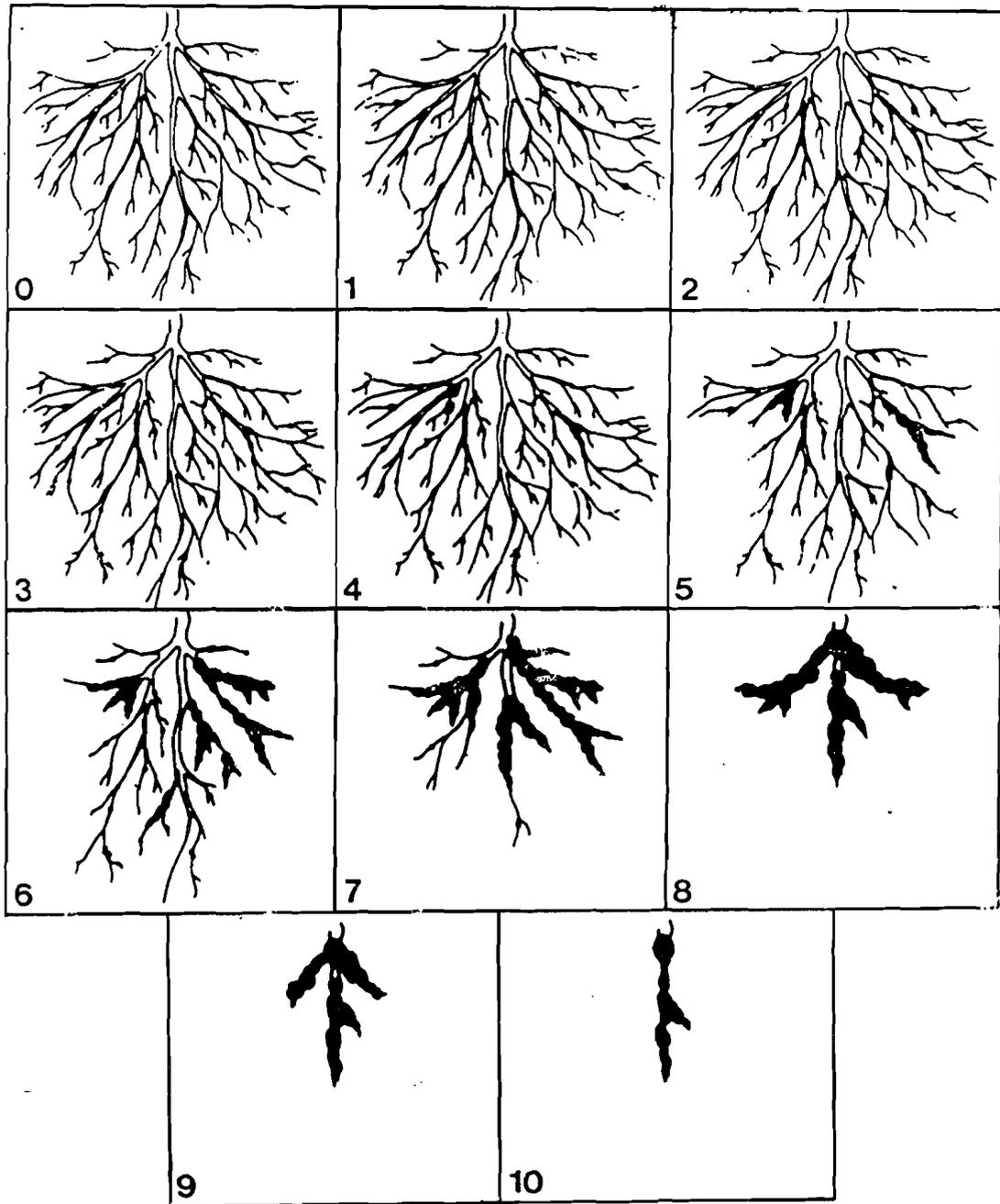
ANNEXE 3

CALENDRIER DES OPERATIONS DE L'ESSAI

Mise en pot des boutures : 08 octobre 1998
 Inoculation des nématodes : 20 octobre 1998
 Dépotage des plants : 07, 08 et 09 décembre 1998

ANNEXE 4

ECHELLE DE L'INDICE DE ZECK



Explanation of ratings (modified)

- 0 = Complete and healthy root system, no infestation
- 1 = Very few small galls can only be detected upon close examination
- 2 = Small galls as in "1" but more numerous and easy to detect
- 3 = Numerous small galls, some grown together, function of roots not seriously affected
- 4 = Numerous small galls, some big galls, majority of roots still functioning
- 5 = 25% of root system severely galled and not functioning
- 6 = 50% of root system severely galled and not functioning
- 7 = 75% of root system severely galled and lost for production
- 8 = No healthy roots, nourishment of plant interrupted, plant still green
- 9 = The complete galled root system is rotting, plant is dying
- 10 = Plant and roots are dead