

M.P.M. 113/1

PASTEURIA PENETRANS : UN NOUVEL ORGANISME ANTAGONISTE DES NÉMATODES PHYTOPARASITES

Thierry Mateille*



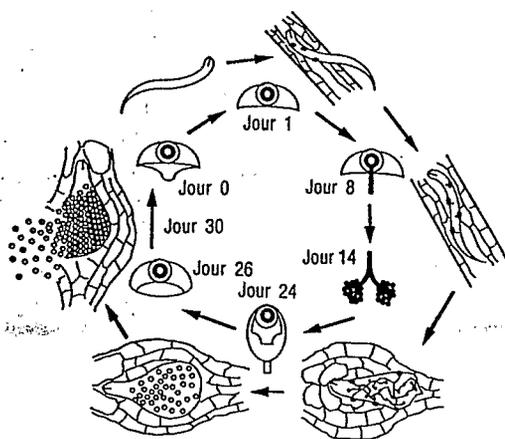
Fonds Documentaire IRD
Cote: B-X 22468 Ex: Z

Dans la panoplie des moyens biologiques de protection des cultures, plusieurs organismes vivants sont utilisables contre les Nématodes. Parmi eux, un procaryote parasite, *Pasteuria penetrans*, donne de grands espoirs.

Il reste certes des interrogations. Sur la biologie de cet organisme, et surtout sur sa diversité — en particulier, celle du pouvoir pathogène des isolats récoltés — mais aussi sur les conditions de production et l'efficacité réelle de cet auxiliaire potentiel. Que sait-on aujourd'hui ? Que reste-t-il à élucider et à mettre au point avant de pouvoir utiliser *P. penetrans* comme un outil fiable de lutte biologique ou intégrée ?

Cycles biologiques de *Meloidogyne* spp. et de *Pasteuria penetrans* (Sayre & Starr, 1988)

- Jour 0: sporange libre de *Pasteuria penetrans* et juvénile de *Meloidogyne* spp.
- Jour 1: adhésion des sporanges sur le juvénile et pénétration du juvénile parasité dans une racine.
- Jour 8: sédentarisation du juvénile au niveau d'un site de nutrition racinaire et pénétration du tube germinatif de la spore.
- Jour 14: maturation de la femelle, croissance de l'hyphes mycélien et sporulation.
- Jour 24: renflement de la femelle et formation des sporanges.
- Jour 26: maturation des sporanges qui envahissent la femelle.
- Jour 30: éclatement de la femelle et dispersion des sporanges.



de la cuticule dues à des changements dans sa composition chimique pendant les mues successives.

Aux sites d'adhésion entre la spore et la surface du nématode, la cuticule est légèrement entaillée. Les fibres parasporales de la spore s'insèrent dans l'épicuticule. La pénétration est accomplie au moyen d'un tube germinatif. Une fois que le tube germinatif a pénétré, la spore va pouvoir germer et se reproduire asexuellement.

La germination de la spore survient huit jours après que le nématode parasité soit entré dans la racine et ait commencé à se nourrir dans la plante hôte (phase de croissance active du nématode). *P. penetrans* semble parfaitement synchronisé avec le développement et la physiologie des *Meloidogyne*.

Le tube germinatif se ramifie en une structure filamenteuse, grossièrement sphérique au début avec des rameaux irréguliers, constituant ce qui est nommé colonie mère. Les hyphes vont se cloisonner petit à petit par la mise en place de septa, donnant naissance à des colonies filles, indépendantes de la colonie mère. Au fur et à mesure, les colonies filles, constituées de plusieurs sporanges en formation, sont elles-mêmes lysées. Finalement, on obtient des tétrades de sporanges, puis des doubles et enfin un sporange unique. Un tel sporange est à l'origine de la spore.

Pour terminer son développement, la spore s'entoure extérieurement d'un manteau et développe des fibres parasporales. Le corps parasporal se résorbe et devient la partie concave qui s'attachera au nématode. Le sporange a alors une forme en coupe. A ce stade, la spore est mûre.

Un nématode est en général parasité par de nombreuses spores. Chaque spore en germant produit un thalle, et chaque thalle engendre de nombreuses spores. En

Depuis quelques années, prenant en compte les contraintes d'environnement, la recherche oriente ses travaux vers la mise au point de méthodes de protection des cultures plus spécifiques des agents à combattre, en faisant appel à bon nombre de leurs antagonistes naturels, ou bien à leurs mécanismes d'antibiose.

Contre les nématodes phytoparasites, on utilise pareillement des ennemis naturels classés dans les parasites procaryotiques, les champignons prédateurs et les nématodes prédateurs.

Dans le groupe des parasites procaryotiques, on trouve les rickettsies, les virus (mais dont l'effet pathogène reste à démontrer), et un actinomycète, ou organisme assimilé comme tel, qui appartient au genre *Pasteuria*. Bien que cet orga-

nisme présente des qualités indéniables comme agent de lutte contre les nématodes phytoparasites, il suscite encore de nombreuses interrogations quant à sa nature, à sa diversité et à sa biologie.

BIOLOGIE DE PASTEURIA PENETRANS (Sayre et Starr, 1988)

La spore mûre constitue le stade de conservation et d'infestation. En fait, le stade infectieux est plus exactement dû au sporange contenant la spore unique qu'à la spore elle-même dont on parle communément. On trouve les spores immobiles dans le sol.

Le nématode doit venir à la rencontre des spores pour qu'il y ait adhésion. Les spores de *P. penetrans* n'adhèrent pas à n'importe quel nématode, et sont en plus spécifiques de certains stades de leur développement (stade juvénile de 2^e stade pour *Meloidogyne*). Ces modalités d'attachement des spores de *P. penetrans* sont liées à des modifications morphologiques

* ORSTOM (Institut français de recherche scientifique pour le développement en coopération), Antibes.

Principaux nématodes des cultures hôtes de *Pasteuria penetrans*.
(Sayre et Starr, 1988; Sturhan, 1988; Rocuzzo et al., 1991; Scotto la Massese, comm. pers.)

Tylenchida

<i>Aglenchus agricola</i>	<i>Dolichodoros</i> sp.	<i>Heterodera elachista</i>	<i>M. exigua</i>	<i>P. crenicauda</i>	<i>R. unisexus</i>
<i>Amplimerlinius globigerus</i>	<i>Filenchus attenuatus</i>	<i>H. glycines</i>	<i>M. graminis</i>	<i>Pratylenchoides laticauda</i>	<i>Rotylenchus</i> sp.
<i>A. icarus</i>	<i>F. helenae</i>	<i>H. goettingiana</i>	<i>M. hapla</i>	<i>P. ritteri</i>	<i>Scutellonema aquitanense</i>
<i>A. macrurus</i>	<i>F. thornei</i>	<i>H. leuceilyma</i>	<i>M. incognita</i>	<i>Pratylenchoides</i> sp.	<i>S. brachyurum</i>
<i>Amplimerlinius</i> sp.	<i>F. vulgaris</i>	<i>H. schachtlii</i>	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus brachyurus</i>	<i>S. truncatum</i>
<i>Aphelenchoides composticola</i>	<i>Filenchus</i> sp.	<i>Heterodera</i> sp.	<i>M. naasi</i>	<i>P. convallariae</i>	<i>S. quadrifer</i>
<i>A. bicaudatus</i>	<i>Geocenamus tenuidens</i>	<i>Hoplotylus montanus</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	<i>P. crenatus</i>	<i>S. rugosus</i>
<i>A. dactylocercus</i>	<i>Globodera rostochiensis</i>	<i>H. silvaticus</i>	<i>Merlinius bavaricus</i>	<i>P. fallax</i>	<i>Scutellonema</i> sp.
<i>A. saprophilus</i>	<i>Graclilacus mutabilis</i>	<i>Hirschmaniella gracilis</i>	<i>M. brevidens</i>	<i>P. flakkensis</i>	<i>Scutylenchus tessellatus</i>
<i>Aphelenchoides</i> sp.	<i>G. pandata</i>	<i>H. mucronata</i>	<i>M. joctus</i>	<i>Pratylenchus minyus</i>	<i>Scutylenchus</i> sp.
<i>Aphelenchus avenae</i>	<i>Gracilacus</i> sp.	<i>H. oryzae</i>	<i>M. microrodrus</i>	<i>P. neglectus</i>	<i>Seinura tenuicaudata</i>
<i>Aprutides</i>	<i>Helicotylenchus canadensis</i>	<i>Histotylenchus histoides</i>	<i>M. nanus</i>	<i>P. penetrans</i>	<i>Sphaeronema californicum</i>
<i>Basiria gracilis</i>	<i>H. digonicus</i>	<i>Hoplolaimus galeatus</i>	<i>M. nothus</i>	<i>P. pratensis</i>	<i>S. rumicis</i>
<i>Basiria</i> sp.	<i>H. dihystrera</i>	<i>H. indicus</i>	<i>M. processus</i>	<i>P. scribneri</i>	<i>Tylenchorhynchus annulatus</i>
<i>Boleodorus thylactus</i>	<i>H. erythrinae</i>	<i>H. uniformis</i>	<i>Merlinius</i> sp.	<i>P. thornei</i>	<i>T. brassicae</i>
<i>Belonolaimus gracilis</i>	<i>H. krugeri</i>	<i>Hoplolaimus</i> sp.	<i>Nagelus camellae</i>	<i>P. zeae</i>	<i>T. dubius</i>
<i>B. longicaudatus</i>	<i>H. microcephalus</i>	<i>Laimyodorus reversus</i>	<i>N. leptus</i>	<i>Pratylenchus</i> sp.	<i>T. lamelliferus</i>
<i>Coslenchus andrassyi</i>	<i>H. microlobus</i>	<i>Macrotriphurus</i> sp.	<i>Neopsilenchus magnidens</i>	<i>Psilenchinae</i>	<i>T. maximus</i>
<i>C. costatus</i>	<i>H. paxilli</i>	<i>Megadorus megadorus</i>	<i>Paraphelenchulus pseudoparietinus</i>	<i>Quinisulcius curvus</i>	<i>T. microphasmis</i>
<i>C. multigyrus</i>	<i>H. pseudodigonicus</i>	<i>Meloidodera floridensis</i>	<i>Paratylenchus bukowinensis</i>	<i>Q. sulcatus</i>	<i>T. nudus</i>
<i>Criconemella onoensis</i>	<i>H. pseudorobustus</i>	<i>Meloidodera</i> sp.	<i>P. gravicurvidatus</i>	<i>Rotylenchus fallorobustus</i>	<i>Tylenchorhynchus</i> sp.
<i>Criconemoides informis</i>	<i>H. variocaudatus</i>	<i>Meloidogyne acrita</i>	<i>P. straeleni</i>	<i>R. goodeyi</i>	<i>Tylenchulus semipenetrans</i>
<i>Discocriconemella mauritiensis</i>	<i>H. vulgaris</i>	<i>M. acrona</i>	<i>P. veruculatus</i>	<i>R. incultus</i>	<i>Tylenchulus</i> sp.
<i>Ditylenchus dipsaci</i>	<i>Helicotylenchus</i> sp.	<i>M. arenensis</i>	<i>Paratylenchus</i> sp.	<i>R. quartus</i>	<i>Tylenchus davainei</i>
<i>Ditylenchus</i> sp.	<i>Heterodera avenae</i>	<i>M. arenaria</i>	<i>Pratylenchoides baciliseimenus</i>	<i>R. landi</i>	<i>T. elegans</i>
<i>Dolichodoros obtusus</i>	<i>H. cacti</i>	<i>M. coffeicola</i>		<i>R. robustus</i>	<i>Tylenchus</i> sp.
					<i>Zygotylenchus guevarai</i>

Dorylaimida

<i>Actina</i> sp.	<i>Discolaimus bulbiferus</i>	<i>Eudorylaimus parvus</i>	<i>Mesodorylaimus bastani</i>	<i>Pungentus engadinensis</i>	<i>X. coxi</i>
<i>Alaimus</i> sp.	<i>Discolaimus</i> sp.	<i>Eudorylaimus</i> sp.	<i>Muntazium muntazei</i>	<i>P. silvaticus</i>	<i>X. diversicaudatum</i>
<i>Aporcelaimus eurydorus</i>	<i>Dorylaimellus demani</i>	<i>Funaria maryanneae</i>	<i>Nylonchulus brachyuris</i>	<i>Pungentus</i> sp.	<i>X. elongatum</i>
<i>A. obtusicaudatus</i>	<i>D. virginianus</i>	<i>Longidorella europaea</i>	<i>Nygolaimus parabrachyurus</i>	<i>Thonus circullifer</i>	<i>X. imitator</i>
<i>A. simplex</i>	<i>Dorylaimus carteri</i>	<i>Longidorella</i> sp.	<i>Nygolaimus</i> sp.	<i>Trichodoros christiei</i>	<i>X. index</i>
<i>Axonchium nairi</i>	<i>Dorylaimus</i> sp.	<i>Longidorus caespiticola</i>	<i>Oxydlrus oxycephalus</i>	<i>T. similis</i>	<i>X. magallemontanum</i>
<i>Basitroyleptus penetrans</i>	<i>Dorylum minor</i>	<i>L. elongatus</i>	<i>Paralongidorus salii</i>	<i>T. sparsus</i>	<i>X. pachtaicum</i>
<i>Basitroyleptus</i> sp.	<i>Encholaimus taurus</i>	<i>L. euonymus</i>	<i>Paramphidelus</i> sp.	<i>Tylenchulus minimus</i>	<i>X. pseudocoxi</i>
<i>Belondirella</i> sp.	<i>Epidorylaimus consobrinus</i>	<i>L. leptoccephalus</i>	<i>Prionchulus muscorum</i>	<i>Xiphinema americanum</i>	<i>X. rivesi</i>
<i>Clarkus papillatus</i>	<i>Eudorylaimus monohystera</i>	<i>L. profundorum</i>	<i>Prionchulus</i> sp.	<i>X. bakeri</i>	<i>Xiphinema</i> sp.
<i>Diphtherophora</i> sp.	<i>E. morbidus</i>	<i>L. vineacola</i>		<i>X. chambersi</i>	

conséquence, un nématode parasité se retrouve envahi par une masse parasitaire considérable dans laquelle aucune unité n'est discernable. Tous les processus physiologiques du nématode sont utilisés pour la production des spores, mais il est à noter que, dans la limite de tolérance d'un niveau d'infection en juvéniles, la biologie de celles-ci n'est pas atteinte, et les femelles arrivent à maturité. A ce niveau, le nématode devient une sorte de « sac de spores » (jusqu'à deux millions), ses organes ayant été détruits. Ainsi, le parasite empêche toute reproduction du nématode : les femelles ne produisent plus d'œufs, leur appareil reproducteur étant détruit.

SPÉCIFICITÉ D'HÔTE

La répartition géographique montre que *P. penetrans* est ubiquiste, et concerne de nombreuses cultures, des nématodes très divers et des régions du monde dont les caractères agro-climatiques sont très variés (Sayre et Starr, 1988; Sturhan, 1988).

P. penetrans a été trouvé sur 50 espèces de nématodes appartenant à 30 genres de familles très différentes. Si n'importe quel isolat de *P. penetrans* semble être pathogène, il s'avère en fait que son parasitisme est relativement spécifique entre les nématodes. Par exemple, les spores collectées sur *Pratylenchus brachyurus* ne s'attachent

et ne parasitent que cette espèce de nématode et aucune des dix autres espèces, dont *Pratylenchus penetrans*. De même, des spores trouvées sur *Meloidogyne incognita* ne s'attachent qu'à deux espèces de *Meloidogyne*. Les cibles favorites de *P. penetrans* semblent être le genre *Meloidogyne*, mais, même au sein de ce genre, cet actinomycète montre une spécificité marquée.

L'existence de plusieurs souches au sein d'une population de *Pasteuria* a été avancée. Des variations des critères biométriques entraîneraient des différences de spécificité au sein d'une même espèce. Mais il existe certainement plusieurs espèces au sein du genre *Pasteuria*, en se basant sur la spécificité d'hôte (Sayre et al., 1991). Le problème reste donc entier.

ÉCOLOGIE DE PASTEURIA PENETRANS

De nombreux facteurs agissent sur la biologie de *P. penetrans*.

Facteurs édaphiques

Les sols contenant les spores de *P. penetrans* doivent être maintenus à l'humidité pendant 48 heures pour obtenir un maximum d'adhésion sur les nématodes. Mais l'adhésion n'est pas immédiate, indiquant une adaptation des spores à la desiccation. Ceci pourrait expliquer les varia-

tions saisonnières d'adhésion des spores (Ciancio et al., 1991).

On a pu observer que toutes les étapes d'infection des *Meloidogyne* par *P. penetrans* sont optimisées à la température la plus favorable au développement du nématode. *P. penetrans* se développe plus rapidement dans l'hôte quand la température augmente (Stirling, 1981). Ainsi, à 30 °C, *P. penetrans* prolifère dans les femelles avant qu'elles n'aient atteint leur maturité. Par contre, à 20 °C les femelles ont souvent développé des ovaires remplis d'œufs avant que l'infection par *P. penetrans* n'en ait empêché le développement. A des températures beaucoup plus élevées (60, 80, 100 °C) les spores peuvent encore adhérer aux nématodes — dans des proportions moindres — mais ne germent pas. *P. penetrans* a pu être observé fréquemment dans des contrées chaudes et arides. Sous les climats tempérés, les spores peuvent conserver toutes leurs facultés parasitaires pendant plus d'un an (Mani, 1988).

Facteurs chimiques

L'application de nématicides et l'utilisation de *P. penetrans* sont compatibles. Les spores survivent sans perdre leur pouvoir d'adhésion et leur effet pathogène (Mankau et Prasad, 1972). De plus, l'effet combiné de *P. penetrans* et des nématicides donne des résultats supérieurs à l'effet de chacun d'eux.

Facteurs biotiques

Une compétition peut avoir lieu entre les divers organismes du sol. On a vu par exemple que certains champignons prédateurs sécrétaient des substances empêchant la prolifération de parasites, dont *P. penetrans*, dans le nématode capturé. Mais la présence d'autres prédateurs peut aussi être favorable. Ainsi une synergie entre *Paecyomyces lilacinus* et *P. penetrans* a été révélée sur *Meloidogyne* (Dube 1991). Les rendements des cultures étaient meilleurs quand les deux prédateurs étaient utilisés ensemble plutôt que séparément, les deux prédateurs agissant à des niveaux différents du cycle biologique du nématode (*P. lilacinus* est parasite des œufs, alors que *P. penetrans* est parasite des juvéniles).

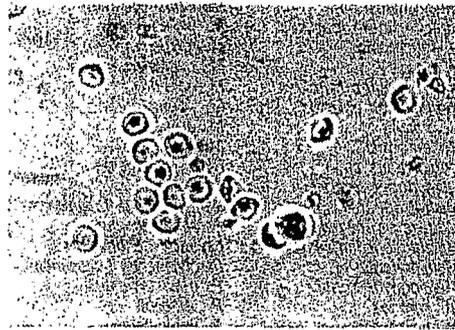
Enfin, il existe aussi une influence des plantes hôtes — cultures ou jachères — des nématodes sur le maintien de *P. penetrans* (Oostendorp et al., 1991).

EFFICACITÉ DE LA LUTTE

Une des premières qualités qui permette d'espérer en l'efficacité de *P. penetrans* comme agent de lutte est l'existence d'un stade de résistance. Durant la sporulation, un cortex se forme à l'intérieur du sporange et confère à la spore en développement une résistance à la dessiccation ainsi qu'à la chaleur. Les spores ont de plus une grande durée de vie, ce qui est une caractéristique intéressante pour le stockage.

L'autre intérêt est la relative résistance des spores aux produits de traitements fongicides du sol.

Si la survie des spores est importante dans le sol, encore faut-il que l'action de *P. penetrans* soit nette au niveau des cultures. Or, si l'effet de l'hyperparasitisme de *P. penetrans* a déjà été testé, son application agronomique pose encore des problèmes. En effet, il faut pouvoir produire



Suspension de sporanges de *Pasteuria penetrans*. Elles contiennent les spores prêts à pénétrer dans des Nématodes, puis à y germer (D.R.).

des spores en quantités suffisantes si l'on veut les utiliser sur de grandes surfaces cultivées. Les chercheurs ont espéré élever cet organisme sur milieu nutritif. Mais les travaux n'ont jamais abouti. Depuis quelques années, était utilisée la méthode de la poudre racinaire (Stirling et Watchel, 1980) : des suspensions de spores de *P.*

penetrans sont préparées en extrayant de femelles de *Meloidogyne* spp. contaminées. et en les broyant dans l'eau. Des juvéniles de second stade de *Meloidogyne* spp. sont ajoutées dans ces suspensions de spores pendant 24 heures. Des semis de tomate sont ensuite infestés par les juvéniles parasitées. Sept à huit semaines après (à 27 °C), le système racinaire est récupéré séché à l'air et broyé en particules d'environ 700 µm. Ce matériel sert de source de *P. penetrans*. Aujourd'hui, l'utilisation des femelles de nématodes infestés représente la source de spores la plus adéquate.

Quelques essais en serre ou au champ ont donné des résultats encourageants :
 — réduction des pertes de récolte dues à *Meloidogyne incognita* de 23-24 % sur tabac, 38 à 55 % sur vesce d'hiver, 35 % sur soja (Brown et al., 1985) ;
 — augmentation des rendements en tomate ou en vigne par réduction des taux d'infestation (Stirling, 1984 ; Bird et Brisbane, 1988).

Mais son efficacité dépend de nombreux facteurs tels que l'âge de la culture, ou la nature pédologique des sols. Par ailleurs, une défense des *Meloidogyne* spp. contre *P. penetrans* est tout à fait possible ; elle peut dépendre du taux d'infection des juvéniles par les spores et aussi du caractère de résistance des plantes aux nématodes.

LES LIMITES TECHNIQUES ET LES PERSPECTIVES DE RECHERCHE

Bien que cet organisme soit ubiquiste et parasite toujours des nématodes, *P. penetrans* n'a pas forcément une action dépressive sur leurs populations (des analyses effectuées au Sénégal et en Nouvelle-Calédonie l'ont confirmé). Il semble qu'il puisse exister un équilibre parasitaire entre une population de *P. penetrans* et une population de nématodes. C'est la rupture de cet équilibre qui détermine le contrôle effectif des populations de nématodes, d'où la nécessité de pouvoir « gérer » le pouvoir pathogène des populations de *P. penetrans* dans un sol.

Les inventaires effectués à ce jour ne rapportent qu'une liste de nématodes hôtes et de localisations géographiques des *Pasteuria*. Or rien n'indique que, parmi toutes ces souches, plusieurs ne soient pas identiques entre elles, ou qu'elles ne soient pas des mélanges de souches. Sur ce plan, la microscopie électronique a beaucoup apporté, mais pas suffisamment pour décider de manière péremptoire des différences taxonomiques entre les souches. Une étape intermédiaire, mais plus aléatoire, consiste à se servir de la

VOTRE BULLETIN D'ABONNEMENT

08 / 93

Nom, prénom ou Société* : _____

Adresse complète : _____

Souscrit un abonnement à "Phytoma-La Défense des Végétaux" de :

France	<input type="checkbox"/>	1 an :	305 FF (1)	<input type="checkbox"/>	2 ans :	580 FF (2)
Étranger	<input type="checkbox"/>	1 an :	380 FF	<input type="checkbox"/>	2 ans :	730 FF
Avion	<input type="checkbox"/>	1 an :	+135 FF	<input type="checkbox"/>	2 ans :	+270 FF
Abonnements groupés (à partir de 10)	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	1 an :	243 FF

Prix du numéro : 36 F

Règlement joint : Chèque bancaire ou postal Mandat

à l'ordre de "Le Carrousel Éditions"

Le _____ Signature :

*En majuscule (1) Dont TVA : 2,10 % : 6,27 FF (2) Dont TVA : 2,10 % : 11,93 FF. Offre valable jusqu'au 31-12-93

Pour nous permettre de bien vous connaître, merci de cocher les cases ci-dessous :

Votre activité principale (cocher une case au maximum)

- 2 Conseil/Prescription/Services officiels
- 3 Distribution (Coopératives, Négoce)
- 4 Productions végétales
- 5 Agro-fourniture (Phyto, Engrais, Semences)
- 6 Enseignement/Recherche
- 7 Mairies/Collectivités/Administrations

Vos secteurs d'intérêt (cochez 2 cases au maximum)

- V Vigne
- G Céréales
- P Oléo-Protéagineux
- B Autres Grandes Cultures (betterave, pomme de terre...)
- L Cultures légumières
- R Cultures fruitières
- N Pépinières/Cultures ornementales

à retourner à PHYTOMA - La Défense des végétaux : Service Abonnement, 4, rue André-Boulle, 94942 Créteil Cedex 09 - Tél. : (1) 49 81 91 17

spécificité *Pasteuria*-nématode en étudiant l'adhésion des souches sur une gamme de nématodes hôtes. Mais l'avenir est à l'identification génomique.

La culture axénique de *P. penetrans* n'a encore jamais été obtenue. L'obstacle à surmonter est le caractère strict de son parasitisme vis-à-vis des nématodes. Mais des essais d'élevage *in vitro* ont tout de même été tentés. Ainsi, *P. penetrans* a été inoculé en conditions dixéniques sur des juvéniles de *Meloidogyne javanica* parasitant des racines excisées de tomate ou de pomme de terre (Verdejo et Jaffee, 1988). Mais l'on imagine aisément que ce système ne peut prétendre constituer une solution simple et rentable de multiplication en masse de *Pasteuria*.

CONCLUSION

Si l'importance de *P. penetrans* et son efficacité contre les nématodes sont reconnues depuis quelques années en laboratoire, l'élaboration d'une technique de lutte biologique à l'aide de cet organisme nécessite des études plus approfondies et plus prospectives, passant par un investissement intellectuel pluridisciplinaire structuré, faisant appel à la microbiologie, la bactériologie, la biochimie, la biologie moléculaire et les biotechnologies. L'Institut français de recherche scientifique pour le développement en coopération (ORSTOM) a entrepris un programme de recherche dans ce sens. Son objectif est orienté, dans un premier temps, vers la lutte contre les nématodes du genre *Meloidogyne*, principaux parasites des cultures maraichères. Ce programme se compose de trois opérations, pour étudier d'une part l'écologie de *Pasteuria* spp. (incidence des facteurs du milieu), d'autre part la biologie des relations entre *Pasteuria* spp. et *Meloidogyne* spp. (mécanismes biochimiques de la spécificité), et enfin la mise au point d'une technique de culture et de production de *Pasteuria* spp. ■

RÉSUMÉ

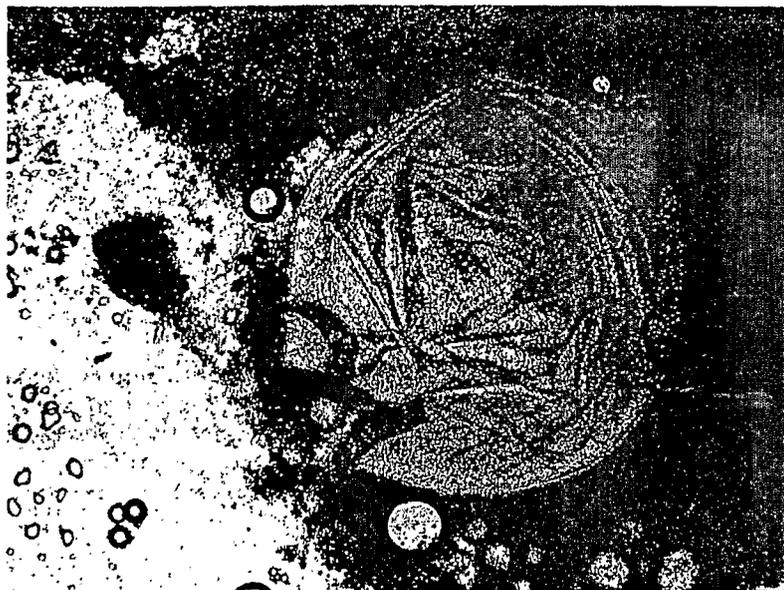
Pasteuria penetrans est un microorganisme procaryotique. Dans le sol, les spores ont la particularité d'adhérer à la cuticule des nématodes. Après que le nématode ait pénétré dans une racine de plante hôte, la spore émet un hyphes mycéliens qui traverse la cuticule du nématode et se développe dans sa cavité générale. Selon le niveau d'infection, le parasitisme va d'un arrêt de la reproduction du nématode jusqu'à la mort de celui-ci. Malgré son degré élevé de spécificité vis-à-vis des nématodes et l'actuelle impossibilité de l'élever sans son hôte, son intérêt pour la lutte biologique contre les nématodes est important dans certaines conditions.

Mots-clés : nématodes phytoparasites, *Pasteuria penetrans*, Actinomycète, lutte biologique.

SUMMARY

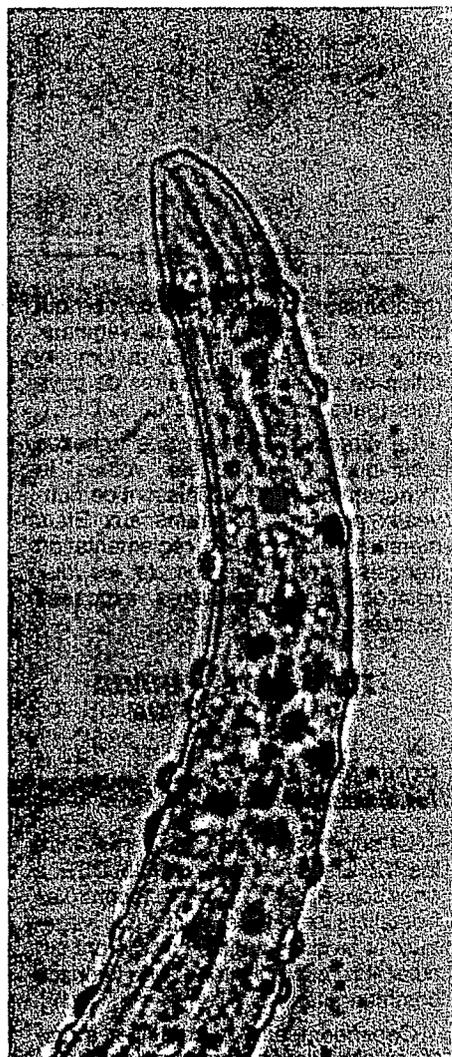
Pasteuria penetrans is a procaryotic microorganism. The spores adhere to the cuticle of the nematodes. They develop a mycelial hypha which goes through the cuticle and into the nematode. Depending on the infection level, the nematode reproduction can be stopped, or nematodes can die. In spite of its high degree of specificity with nematodes, and the impossibility to

Femelle éclatée de *Meloidogyne javanica*, dispersant des sporanges de *Pasteuria penetrans* : le Nématode est détruit, et contribue à la multiplication de *P. penetrans* (D.R.).



culture it without its host, this antagonist is highly promising for the biological control of phytoparasitic nematodes.

Key words: phytoparasitic nematodes, *Pasteuria penetrans*, biological control.



Extrémité céphalique d'un juvénile (J2) de *M. javanica* déjà parasité par des spores de *P. penetrans* (D.R.).

BIBLIOGRAPHIE

- BIRD A.F. et BRISBANE P.G., 1988 — The influence of *Pasteuria penetrans* in the field soils on the reproduction of root-knot nematodes. *Revue de Nématologie*, 11 : 75-81.
- BROWN S.M., KEPNER J. et SMART G.C., 1985 — Increased crop yields following application of *Bacillus penetrans* to field plots infested with *Meloidogyne incognita*. *Soil Biology and Biochemistry*, 17 : 483-486.
- CIANCIO A., MANKAU R., et MUNDO OCAMPO M., 1991 — Dynamics and ultrastructure of a *Pasteuria penetrans* isolates naturally infecting a population of *Helicotylenchus lobus*. *Nematologica*, 36 : 340-341.
- DUBE B.N., 1991 — An integrated biocontrol of *Meloidogyne javanica* by *Paecilomyces lilacinus*, *Pasteuria penetrans* and an organic amendment (cattle manure). *Nematologica*, 36 : 346.
- MANI A., 1988 — Studies on the bacterial parasite *Pasteuria penetrans*: I. Spore viability after storage. II. Culture on citrus nematode *Tylenchulus semipenetrans*. *Int. Nematology Network Newsletter*, 5 : 24-25.
- MANKAU R., et PRASAD N., 1972 — Possibilities and problems in the use of a sporozoan endoparasite for biological control of plant parasitic nematodes. *Nematologica*, 2 : 7-8.
- OOSTENDORP M., DICKSON D.W. et MITCHELL D.J., 1991 — Population development of *Pasteuria penetrans* on *Meloidogyne arenaria*. *Journal of Nematology*, 23 : 58-64.
- ROCCUZO G., et CIANCIO, A., 1991 — Notes on nematodes found in irrigation water in southern Italy. *Nematologia mediterranea*, 19 : 105-108.
- SAYRE R.M. et STARR M.P., 1988 — Bacterial diseases and antagonisms of nematodes. Dans Poinar G.O. et Jansson H.B. (Ed.) : *Diseases of nematodes*. Vol. I. CRC Press, Inc., Florida : 69-101.
- SAYRE R.M., WERGIN W.P. et STURHAN D., 1991 — Comparison of the fine structure of *Pasteuria* sp. from *Heterodera glycines* with a related bacterium parasitizing *H. goettingiana*. *Nematologica*, 36 : 390.
- STIRLING G.R., 1981 — Effect of temperature on infection of *Meloidogyne javanica* by *Bacillus penetrans*. *Nematologica*, 27 : 458-462.
- STIRLING G.R., 1984 — Biological control of *Meloidogyne javanica* with *Bacillus penetrans*. *Phytopathology*, 74 : 55-60.
- STIRLING G.R. et WACHTEL M.F., 1980 — Mass production of *Bacillus penetrans* for the biological control of root-knot nematodes. *Nematologica*, 26 : 308-312.
- STURHAN D., 1988 — New host and geographical records of nematode-parasitic bacteria of the *Pasteuria penetrans* group. *Nematologica*, 34 : 350-356.
- VERDEJO S. et JAFFEE B.E., 1988 — Reproduction of *Pasteuria penetrans* in a tissue-culture system containing *Meloidogyne javanica* and *Agrobacterium* rhizogenes-transformed roots. *Phytopathology*, 78 : 1284-1286.