

AVIS **de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation,** **de l'environnement et du travail**

**relatif à une expertise technique sur la stratégie d'éradication concernant le foyer
nématode à galles, *Meloidogyne chitwoodi*, en région Aquitaine**

1. RAPPEL DE LA SAISINE

L'Agence nationale de la sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail a été saisie le mercredi 16 mars 2011 par la Direction Générale de l'Alimentation d'une demande d'avis relatif à une expertise technique sur la stratégie d'éradication concernant le foyer nématode à galle, *Meloidogyne chitwoodi*, en région Aquitaine.

2. CONTEXTE

Informations biologiques préalables¹ :

Genre *Meloidogyne*

Les nématodes à galles appartenant au genre *Meloidogyne* constituent le groupe économiquement le plus important des nématodes phytoparasites dans le monde.

Pour toutes les espèces de *Meloidogyne* le stade infectieux est le second stade larvaire (L2). Son éclosion dépend essentiellement des conditions de température et d'humidité du sol. L'attaque des racines par pénétration près de la coiffe se traduit par la production de galles caractéristiques de ce nématode. Ces déformations entraînent des pertes de qualité des produits récoltés spécialement chez les productions destinées à la transformation industrielle.

En France, on trouve en terrain agricole les espèces suivantes : *M. naasi*, *M. artiellia*, *M. hapla*, *M. chitwoodi*, *M. fallax* en zone nord et *M. arenaria* et *M. incognita* principalement, mais aussi *M. hapla* et *M. javanica* sous abri ou en zone sud. Une cartographie des espèces n'est pas possible par manque de synthèse des données.

¹ Source : expertise LNPVARP_2009_43 du 18 novembre 2009 modifiée

Meloidogyne chitwoodi et *Meloidogyne fallax*

La description de ces deux espèces de *Meloidogyne* est assez récente, 1980 pour *M. chitwoodi* (Golden *et al.*, 1980) aux USA et 1995 pour *M. fallax* (Karssen *et al.*, 1995) aux Pays-Bas. Ces deux espèces sont très proches taxonomiquement : les études basées sur un ARN satellite montrent qu'elles ont dérivées très récemment d'un ancêtre commun (Castagnone-Sereno *et al.*, 1998). Les récents travaux d'Holterman *et al.* (2009) sur le SSU rDNA ont mis en évidence une phylogénie parmi les espèces de *Meloidogyne* avec un regroupement net des espèces *M. chitwoodi*, *M. fallax* et *M. minor* dans un clade séparé et distinct des espèces tropicales de *Meloidogyne*, mais aussi d'autres espèces tempérées. Cette approche phylogénétique sur une autre zone du génome confirme la vraisemblance d'un ancêtre commun pour les deux espèces de quarantaine.

Elles sont considérées comme très polyphages : leurs gammes d'hôtes comportent des monocotylédones et des dicotylédones cultivées ou sauvages.

Elles sont particulièrement préjudiciables aux cultures en réduisant sévèrement le rendement et la qualité industrielle des récoltes (en particulier sur les légumes racines et tubercules de pomme de terre).

Le potentiel de descendance annuel est très élevé : la femelle pond quelques centaines à un millier d'œufs contenus dans une substance mucilagineuse (Charchar, 1987 ; Santo, 1994) ; le nombre de cycles annuels est de deux ou trois. Ces œufs ainsi protégés peuvent se conserver dans le sol (pour une durée qui n'est pas connue par manque de données précises), y compris en profondeur, même en l'absence de plantes-hôtes.

Les contaminations à longue distance sont liées au transport de végétaux (semences et plants), de produits végétaux terreux contaminés, de résidus de nettoyage ou d'écarts de calibrage ; à courte distance, elles sont consécutives à des mouvements de sol via les transports de végétaux, les hommes et les outils agricoles.

Selon l'origine géographique des espèces, on observe un effet « population » qui se traduit par des degrés de pathogénie variables sur une même espèce végétale et au sein d'une espèce végétale entre variétés (Fargette *et al.*, 2005 ; Waeyenberge & Moens, 2001). **La variabilité des populations de *Meloidogyne chitwoodi* est telle qu'il est très difficile de généraliser les informations obtenues sur le comportement d'une population à une autre population.**

Statut réglementaire

Meloidogyne chitwoodi et *M. fallax* sont inscrits à l'annexe 1 partie A chapitre 2 de la directive européenne 2000/29/CE, car déjà détecté dans la communauté européenne. Sa dissémination est prohibée, quel que soit le support végétal sur lequel il se trouve.

En application, *M. chitwoodi* et *M. fallax* sont inscrits à l'annexe A de l'arrêté français du 31 juillet 2000 : La lutte contre cet ON est obligatoire, de façon permanente, sur tout le territoire métropolitain, dès son apparition et quel que soit le stade de développement et quels que soient les végétaux sur lesquels il est détecté.

Contexte actuel :

Le foyer aquitain est historiquement le quatrième cas avéré de *Meloidogyne chitwoodi* en France. Les experts notent que les trois premiers foyers ont fait l'objet de différentes gestions du risque :

- Picardie : arrêté préfectoral du 28/08/2008,
- Note nationale d'alerte décembre 2008

- Révision en 2009 de la note de service plan de surveillance *Meloidogyne chitwoodi* et *M. fallax* pour tenir compte de la découverte du foyer Picard
- Bretagne : courriers envoyés en décembre 2009 et mai 2010 à chacun des producteurs contaminés pour éviter la dissémination du parasite en dehors des parcelles contaminées

1995 : Le premier foyer, situé à Pleumeur-Gautier (22) : foyer en cultures protégées (deux espèces de *Meloidogyne* concernées), origine suspectée plants de tomate provenant du Limbourg néerlandais. Gestion en lutte intégrée à l'aide de l'actinomycète *Pasteuria penetrans*. Pas d'éradication mais stratégie de confinement sous abris. Une enquête faite récemment dans l'ensemble de la zone de production (sous tunnels froids) montre une présence dans environ 30 exploitations (seuls ou en mélange) sur 18 communes et 2 départements : 29 et 22 (source : SRAL Bretagne).

1996 : Le second foyer, à Villelongue de la Salanque (66) en plein champ sur pomme de terre et artichaut. La découverte du foyer a été suivie de traitements en vue de l'éradication. Non retrouvé ensuite à l'occasion d'un suivi pendant 2-3 ans (Source : analyses LNPV et communication personnelle Marzin, 2011). Les experts ne disposent pas de détail sur d'éventuelles analyses ultérieures confirmant ou non l'éradication de ce foyer, le suivi du foyer semblant avoir été interrompu.

2008 : nouveau foyer en Picardie, en plein champ sur scorsonères. La première prospection met en évidence 3 exploitations contaminées, physiquement proches. Actuellement, 7 exploitations sont contaminées (Source : SRAL Picardie). Il s'agit d'exploitations spécialisées légumes pour la transformation, sur un carré d'environ 30 km. Le sol est de texture sableuse, ce qui est favorable à l'expression des symptômes dus aux nématodes (Waeyenberge & Moens, 2001 ; Runia & Korhals, 2004). Toutes les parcelles trouvées contaminées depuis 2008 ont été conduites en jachère noire (la revue du statut des parcelles 2008 doit être réalisée en 2011 par la DGAL pour évaluer les suites à donner). Des traitements nématicides ont été réalisés sur ces parcelles. Il s'agit d'une stratégie d'éradication claire.

A noter que des traitements nématicides étaient appliqués régulièrement dans la zone concernée avant découverte des contaminations.

Cette expertise est basée sur les données officielles de répartition du nématode fournies par la DGAL à la date de la saisine. Les experts estiment qu'il existe, par exemple, de fortes incertitudes sur la dispersion réelle du nématode dans l'exploitation d'Aquitaine et sur les terrains adjacents. Le recours à des traitements nématicides semblait d'usage dans l'exploitation et ils constatent d'ailleurs qu'une expérimentation officielle sur nématicide avait été réalisée dans l'exploitation.

Autres éléments de contexte :

Les experts constatent que les régions Aquitaine et Picardie sont des zones de circulation des produits végétaux vers les usines de transformation (y compris vers des zones extérieures, exemple la Bretagne). Des mouvements de matériels agricoles et de marchandises végétales avec les pays proches (et contaminés) que sont la Belgique et les Pays-Bas ont été mentionnés.

Ces pays (Belgique et Pays-Bas) ne sont pas dans une stratégie d'éradication (Source : « NemaDecide Plus » logiciel de contrôle des populations de *Globodera pallida* - *rostochiensis*, *Meloidogyne chitwoodi* - *fallax* et *Pratylenchus penetrans* et communication personnelle G ; Anthoine, 2011). On ne connaît d'ailleurs pas l'état sanitaire des récoltes légumières (racines) produites hors de France qui arrivent dans les usines de transformation françaises. Le groupe de travail note que dans les zones betteravières, il y a de moins en moins de sucreries, ce qui induit de plus en plus de déplacements de végétaux et également de matériels agricoles potentiellement contaminés.

Les experts s'interrogent sur le traitement des résidus dans les usines de transformation. Dans certaines situations² il a été observé que ces résidus sont épanchés dans des parcelles (avec un risque de création de nouveaux foyers). Les résidus de déterrage, d'épluchage et les refus ne sont pas toujours traités de manière à tuer les nématodes. Il existerait une gestion différenciée des eaux de lavage selon les usines. Le groupe de travail signale qu'il existe très peu d'études scientifiques spécifiques sur les mouvements de nématodes par le biais des outils de travaux agricoles.

De plus, nous ne disposons de peu ou pas d'informations actuelles et historiques sur les pratiques culturales de l'exploitation concernée en matière d'utilisation en commun de matériel, recours aux entreprises extérieures pour les travaux agricoles, circuits d'approvisionnement en matériel végétal,...etc..

Le statut récent d'ONQ (une dizaine d'année) a été décidé suite à une évaluation du risque. Plusieurs ARP (Analyses du Risque Phytosanitaire) sont disponibles en Europe sur cet organisme : Baker (1992) estimait l'introduction de *M. chitwoodi* en Grande-Bretagne comme possible en se basant sur des sommes de température (jusqu'à trois générations annuelles), mais n'était pas en mesure d'estimer le risque d'impact économique. Tilikkala *et al.* (1995) ont montré que *M. chitwoodi* pourrait s'implanter en Finlande, avec une nuisibilité limitée aux semences de pommes de terre. En effet le nombre de génération par an pour ce nématode à ces latitudes serait réduit et n'occasionnerait donc pas de dommages aux autres cultures. Braasch *et al.* (1996) ont quant à eux démontré que le climat est propice sur toute l'Allemagne à l'installation du nématode et qu'il occasionnerait des dégâts dont le niveau dépend de la combinaison de différents facteurs (températures, précipitation, type de sol, rotations culturales). Les zones de cultures de pomme de terre seraient potentiellement les plus touchées.

A noter qu'il existe actuellement une grande incertitude sur la distribution géographique de *M. chitwoodi* en Europe. Par exemple, il aurait été isolé dans des forêts de chêne en Belgique (Waeyenberge et Moens, 2001).

M. chitwoodi est considéré comme économiquement nuisible aux États-Unis, avec gestion par des nématicides (Mojtahedi, 1988 ; Santo, 1994 ; Rich *et al.*, 2004 ; Bridge & Starr, 2007). Initialement des confusions d'identification ont été possibles en NL avec *M. hapla* ce qui expliquerait la tardivité de l'identification de ce problème en UE, selon les services phytosanitaires hollandais.

Hors Europe, *M. chitwoodi* a été trouvé et/ou déclaré, aux États-Unis (Santo *et al.*, 1980), au Mexique (Cuevas & Sosa Moss, 1990), en Argentine (Chaves & Torres, 2000, 2001), en Afrique du sud (Kleynhans, 1991). *M. fallax* a été trouvé en Australie (Nobbs *et al.*, 2001 ; Nambiar *et al.*, 2008) et en Nouvelle-Zélande (Marshall *et al.*, 2001).

En Europe, *sensu lato*, *M. chitwoodi* et/ou *M. fallax* ont été trouvés aux Pays-Bas (Zijlstra *et al.* 1995), en Belgique (Waeyenberge & Moens, 2001), en Allemagne (Heinicke, 1993), en France, en Suisse (Karssen & Grundler, pers comm in den Nijs *et al.* 2004), en Espagne (communication personnelle D. Mugniéry, 2011), au Portugal (D. Mugniéry, pers. Comm. in Zijlstra 1997) et en Turquie (Devran *et al.*, 2009).

Les experts soulignent qu'il existe un véritable risque de dispersion via le matériel végétal de multiplication puisque des interceptions de *M. chitwoodi* sont connues en France sur des plants de pomme de terre sous PPE (NL) (Exemple : dernière interception mars 2010 sur du plant de pomme de terre d'origine Pays-Bas, par la région Haute Normandie).

² Sources : SRAL Bretagne : Compte-rendu de réunion « introduction scorsonères origine Picardie/risque méloïdogynes », Kerguehennec le 04/06/2008 et Sral Picardie : « Note sur les conditions de traitement de pommes de terre contaminées par des nématodes à galle », 3 juin 2008.

Concernant la gamme d'hôte, on n'a aucune idée de la variabilité de *M. fallax* en Europe, probablement parce que les différentes populations trouvées ont toutes la même origine. Celle de *M. chitwoodi* est exceptionnellement élevée. Sur crucifères : colza, chou, brocoli, l'interaction « variété x population » concernant la multiplication de *M. chitwoodi* est hautement significative (van der Beek & Mugniéry, 2008). Le gène de résistance provenant de *Solanum bulbocastanum* a été contourné dès son introgression dans *S. tuberosum* (van der Beek *et al.*, 1998). Une population néerlandaise est totalement virulente à l'égard des clones résistants de *S. schenkii*. La diversité de réponse des populations européennes et américaines testées vis-à-vis de la collection INRA des lignées de piment est extrêmement importante (Berthou *et al.*, 2003).

3. METHODE D'EXPERTISE

L'expertise collective a été réalisée par un groupe d'experts (GEX) réunis le 4 avril 2011 à la station LSV de Rennes.

La *méthodologie scientifique*, a été la suivante :

- Prise en compte des données fournies par les SRAL Picardie et Aquitaine,
- Utilisation de données bibliographiques détenues par les experts du GEX
- Utilisation de résultats analytiques issus des échantillons fournis au LNPV-LSV

Les avis mentionnés ci-dessous résultent d'un partage d'expérience et d'un rapprochement des opinions et des avis des différents experts du GEX.

Les experts ont été identifiés en fonction de leur compétence sur le sujet (CV, DPI et Accusé de réception du code de déontologie fournis).

Le GEX était composé des experts suivants :

- Géraldine Anthoine (LSV Angers)
- Alain Buisson (LSV Rennes)
- Daniel Esmenjaud (INRA Sophia Antipolis)
- Sylvain Fournet (INRA Rennes)
- Laurent Ladevèze (LSV Rennes)
- Didier Mugniéry (retraité INRA)
- Hervé Marzin (Retraité Dgal-LNPV)

Le travail du GEX était coordonné par Philippe Reynaud (resp. unité Expertise risques biologiques, LSV Angers).

4. ARGUMENTAIRE

4.1 Avis sur la comparaison des méthodes de lutte avec un objectif d'éradication en termes d'efficacité et de maîtrise des risques :

4.1.1. Préambule

Le groupe de travail interprète l'objectif d'**éradication** affiché dans la saisine comme une stratégie visant à la disparition totale du nématode dans la zone contaminée sous contrôle officiel en utilisant une combinaison de méthodes de lutte.

Dans le cadre d'un foyer unique, aux limites clairement définies (échantillonnage approprié), les experts estiment que le recours à un produit phytosanitaire performant (incluant les dérogations d'usage si nécessaire) pourrait être une première étape de la méthode de contrôle destinée à baisser et donc à limiter la dissémination immédiatement.

En préalable, le groupe de travail considère qu'un problème important est posé par la détectabilité des populations. En effet, une population de nématode est considérée comme « détectable » au champ avec les méthodes classiques actuelles d'échantillonnage et d'analyse³ à partir d'un délai de 5-10 ans après établissement, selon l'espèce (temps nécessaire à la construction d'une population significative, fonction du taux de croissance) et des limites de détection (qualité plan d'échantillonnage, méthode d'analyse, etc...). Si les analyses moléculaires permettent actuellement de détecter une larve de *M. chitwoodi* ou *M. fallax* dans une extraction de nématodes, deux points préalables doivent être considérés.

Le premier est l'échantillonnage d'une parcelle. La répartition des nématodes est de type agrégatif. Si la taille de la parcelle intervient très peu dans la précision de l'échantillonnage, le nombre de prises élémentaires constituant l'échantillon prélevé à analyser est primordial. Selon le coefficient d'agrégation des différentes espèces, il faudra dans le meilleur des cas 650 prises élémentaires pour espérer une précision de 20% pour des populations faiblement représentées (Merny & Déjardin, 1970). Avec *M. chitwoodi*, le problème se complique par sa répartition verticale. Après culture de betterave, cette espèce est bien plus représentée en profondeur qu'en surface ; l'inverse est observé après blé (Wesemael & Moens, 2008). Enfin, ces populations chutent quatre à six mois après récolte d'une culture multiplicatrice, tout en restant présente à des niveaux difficilement détectables. La chance de retrouver des individus diminue avec le temps. Le dernier point réside dans le fait qu'une partie non connue mais qui pourrait être importante se trouve dans le sol sous formes d'œufs : la taille de ces derniers est telle qu'ils passent au travers des tamis utilisés lors des extractions de sol.

³ Il n'y a pas de recommandation UE ou OEPP spécifique *Meloidogyne*. Les pratiques actuelles reposent sur des éléments bibliographiques ou sur des retours d'expérience.

Cela implique qu'une parcelle échantillonnée, identifiée comme négative à l'analyse, peut ne pas être indemne de l'organisme nuisible.

Quand un foyer de nématodes est découvert, cela signifie que ce nématode est vraisemblablement présent depuis un certain temps et les experts considèrent donc qu'à une parcelle trouvée contaminée en correspondent d'autres qui le sont mais dont le niveau de contamination est encore trop faible pour que la population soit détectable.

4.1.2 Jachère noire

Théoriquement, en absence totale de plantes multiplicatrices, l'éradication du nématode serait assurée sous trois ans. Toutefois cette position du groupe de travail ne repose pas sur des informations étayées (données bibliographiques) mais sur des éléments intuitifs liés à l'expérience. Cette survie est due aux œufs qui constituent la forme de résistance du parasite dans le sol. Chez l'espèce tropicale *M. incognita*, il a été montré qu'une partie des œufs n'éclosent pas dès que les conditions sont favorables mais survit sous une forme quiescente (de Guiran 1979, 1980).

A noter qu'en Picardie, suite à 3 ans de jachère noire sur les parcelles trouvées contaminées en 2008 (traitements nématicides avant mise en jachère noire), 394 analyses par la méthode la plus sensible actuellement ont été réalisées sur le sol de ces parcelles et seulement 4 échantillons de sol ont été détectés encore contaminés.

Ce qui est sûr, c'est donc qu'une durée d'un an est insuffisante (voir figure 1). À titre de démonstration, la figure 2 représente une récolte de pomme de terre effectuée après une jachère noire d'une année. Cette méthode de contrôle implique également que le désherbage de ces adventices soit absolument parfait et en continu toute l'année. Sinon, de faibles populations peuvent subsister car de nombreuses adventices (dont certaines présentent en région aquitaine) permettent une multiplication du parasite (voir tableaux 1 à 3, traduction d'après Kuttywayo & Been, 2006). Cette méthode implique donc des contraintes techniques comme le nettoyage systématique du matériel agricole, le lavage à chaque sortie du champ ainsi que des coûts économiques. Cette méthode de contrôle n'est pas sensible à la variabilité des populations

Évolution des populations de *Meloidogyne chitwoodi*

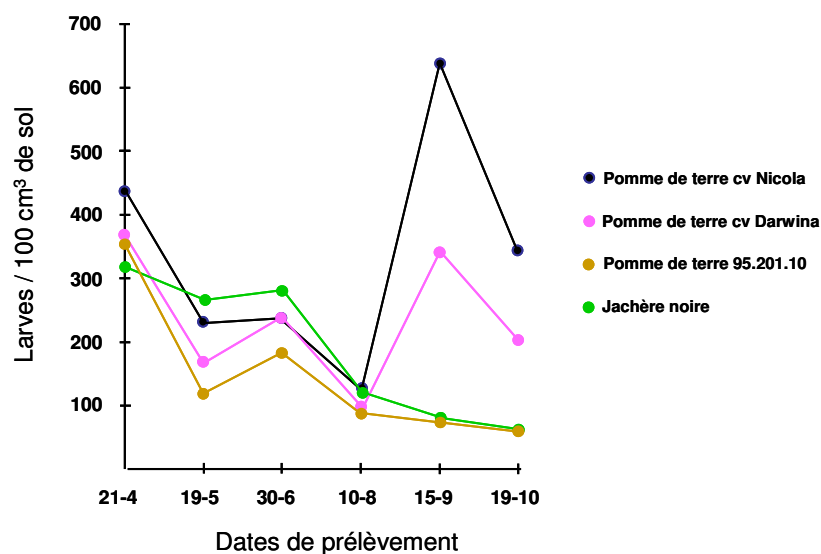


Figure 1. Evolution des populations de *M. chitwoodi* au cours d'une année culturale selon l'hôte testé (données projet UE DREAM).



Figure 2. Symptômes sur pommes de terre cultivées après une année de jachère noire sur parcelle contaminée aux Pays Bas (données projet UE DREAM).

Hôtes de *M. chitwoodi* et de *M. fallax*

Morelle noire	<i>Solanum nigrum</i>
Galinsoge	<i>Galinsoga parviflora</i>
Anthémis fausse camomille	<i>Anthemis arvensis</i>
Géranium	<i>Geranium species</i>
Lamier amplexicaule	<i>Lamium amplexicaule</i>
Arroche étalée	<i>Atriplex patula</i>
Pensée sauvage	<i>Viola bicolor</i>

Non hôtes de *M. chitwoodi*

Haricot de Lima	<i>Phaseolus lunatus</i>
Asperge	<i>Asparagus sp.</i>
Menthe gingembre	<i>Mentha x gracilis</i>
Herbe du Soudan ou Sorgho fourrager	<i>Sorghum sudanense</i>

Tableau 1. Liste d'adventices testées pour leur statut d'hôte ou de non hôte vis-à-vis de *M. chitwoodi* et *M. fallax* (traduit d'après Kuttywayo & Been, 2006, Rich *et al.* 2009)

Taux de multiplication de *Meloidogyne chitwoodi*
(population néerlandaise)

Mouron des oiseaux <i>Stellaria media</i>	0,2 ± 0,04
Galingose à petites fleurs <i>Galinsoga parviflora</i>	0,6 ± 0,15
Séneçon commun <i>Senecio vulgaris</i>	2,5 ± 0,32
Bourse à pasteur <i>Capsella bursa-pastoris</i>	1,6 ± 0,48
Panic des marais <i>Echinochloa crusgalli</i>	0
Morelle noire <i>Solanum nigrum</i>	7,8 ± 1,02
Tomate <i>Lycopersicum esculentum</i>	22,4 ± 5,0

Tableau 2. Taux de multiplication de *Meloidogyne chitwoodi* (population néerlandaise) sur différents adventices (traduit d'après Kuttywayo & Been, 2006).

Statut de quatre adventices / *Meloidogyne chitwoodi* (NL)

Cirse des champs <i>Cirsium arvense</i>	hôte
Chénopode <i>Chenopodium album</i>	non hôte
Amarante réfléchie <i>Amaranthus retroflexus</i>	non hôte
Pâture annuel <i>Poa annua</i>	non hôte

Tableau 3. Statut sanitaire d'adventices vis-à-vis de *Meloidogyne chitwoodi* (population néerlandaise) (traduit d'après Kuttywayo & Been, 2006).

4.1.3 Couverture végétale avec utilisation stricte des espèces et variétés citées dans la saisine

Le groupe de travail souligne que *M. chitwoodi* est une espèce écologiquement très plastique. Une même espèce végétale peut être ou ne pas être plante hôte du nématode selon les populations et selon la variété végétale. Cela introduit obligatoirement une incertitude quant à l'utilisation de résultats d'expérimentations, forcément limitées à des populations et des variétés déjà répertoriées.

Des expérimentations en milieu contrôlé du Laboratoire de la santé des végétaux de l'Anses ont confirmé, sur une population de Picardie, que certaines variétés de luzerne multiplient peu ou pas le nématode. Ces variétés sont listées dans la saisine (variétés Harpe, Tango, Concerto et Marshall).

Il convient de souligner que cette population peut être génétiquement différente de celle d'Aquitaine, comme indiqué précédemment. La population d'Aquitaine n'est d'ailleurs pas caractérisée à ce stade. On ne peut exclure l'hypothèse que la population d'Aquitaine soit issue de Picardie via l'utilisation de plants ou d'outils agricoles communs. Il est admis (van der Beek *et al.*, 1999) que les populations européennes ne se développent pas sur luzerne, ce qui correspond à l'identification de la race 1 américaine. Cependant, l'analyse des résultats américains montrent que des seuils sont utilisés pour caractériser les races : en fait, la race 1 se multiplie faiblement sur la variété type de luzerne américaine.

L'expérimentation du Laboratoire de la santé des végétaux semble montrer que certaines variétés de luzerne peuvent permettre le développement de *M. chitwoodi* (variété Canelle) et d'autres non. Il conviendrait aussi de vérifier la capacité de développement de *M. fallax* sur luzerne (si cette espèce est présente à un niveau non détectable en Aquitaine) pour éviter de favoriser une potentielle expansion de *M. fallax*.

Le groupe de travail est d'avis que l'utilisation de la luzerne peut être potentiellement intéressante en vue de l'éradication du foyer en Aquitaine. Mais, en toute rigueur scientifique, le manque de références expérimentales, l'incertitude sur les caractéristiques des populations et l'existence d'un biais possible entre expérimentation terrain et expérimentation en milieu contrôlé ne permet pas au groupe de travail de recommander cette seule méthode de contrôle en tant que méthode validée. Des résultats sur le statut d'hôte ou de non-hôte de différentes plantes cultivées ont été publiés par den Nijs *et al* (2004). Toutefois, la méthodologie retenue pour évaluer ce statut est discutable, car elle ne prend en compte que les stades juvéniles J2 et pas les stades femelles qui sont la preuve du développement du nématode pour accomplir son cycle dans la plante considérée, sachant que de faibles ou très faibles populations de J2 constituent un atout dans la baisse recherchée des populations.

Les experts suggèrent que pour la luzerne, des expérimentations complémentaires encadrées et strictes avec la population d'Aquitaine sur le terrain, éventuellement *in situ*, par criblage [avec un témoin sensible type tomate, par exemple] et sous réserve d'un suivi analytique. Les experts notent qu'il existe un risque (*a priori* non mesurable) que cette culture sélectionne des sous-populations virulentes. Pour que l'essai sur le terrain soit probant, il conviendra d'éliminer très soigneusement les adventices susceptibles de multiplier *M. chitwoodi* afin de ne pas attribuer à la luzerne un caractère multiplicateur qu'elle n'aurait pas.

Les résultats du Laboratoire de la santé des végétaux de l'Anses sur avoine d'inter-culture (*Avena strigosa*) n'ont pas permis de mettre en évidence une résistance suffisamment marquée et conduisent donc à ne pas préconiser une utilisation dans le cadre d'une éradication. Ces résultats semblent cohérents avec les constatations hollandaises (voir annexe 1). Les experts estiment qu'un travail sur luzerne et autres espèces peu multiplicatrices est plus pertinent à ce jour en fonction des données disponibles.

4.1.4. Cultures de plantes à récoltes aériennes et potentiellement multiplicatrices telles que le maïs et traitement de sol

Le groupe de travail a examiné d'une part le statut du maïs vis-à-vis du nématode et d'autre part l'efficacité d'un traitement de sol puis la combinaison des deux facteurs.

- **Statut du maïs**

Les résultats concernant la sensibilité du maïs sont le plus souvent en faveur d'un statut d'hôte :

Santo *et al.* (1980) : maïs PX46 hôte de *M. chitwoodi* (populations des états de Washington, Idaho et Oregon aux Etats Unis)

Santo & O'Bannon (1981) : maïs PX46 et Jubilee hôtes de *M. chitwoodi*

O' Bannon (1982) : 11 variétés de maïs et une de maïs doux identifiées comme hôte de *M. chitwoodi*

Cardwell & Ingham (1997) : test de variétés de maïs à pop corn (*Zea everta*) dont certaines présentent une certaine résistance à *M. chitwoodi* en limitant la reproduction du nématode.

Le groupe de travail note que le statut du maïs est parfois variable. Les résultats américains montrent des différences importantes entre variétés : ainsi, certaines variétés dites popcorn⁴ réduisent les populations de manière assez drastique (Cardwell et Ingham, 1997).

Il était prévu sur le foyer aquitain une implantation de maïs waxy et de maïs doux dans les parcelles contaminées en 2011⁵. Le maïs waxy est un maïs destiné aux industries de l'amidon. En France ces industries sont principalement dans le nord (Lesquin – Société Roquette) ou à l'étranger (National Starch (Hambourg – DE)). Le maïs amidon est essentiellement produit dans le nord de l'Europe, l'Angleterre. Pour ce type de maïs produit à Cestas (comme proposé par le SRAL), il serait transporté au minimum dans le nord de la France pour traitement. Le maïs doux, est un maïs grain dont on conserve l'intégrité (pas de broyage...). Dans tous les cas, les conduites culturales entre ces différents maïs varient peu (sauf maïs semence pour l'implantation).

⁴ Le maïs pop corn constitue une production très marginale. Son bassin de production est centré à Vic Fezensac dans le Gers. La zone de production est limité au Gers et au Lot et Garonne. L'opérateur industriel pour ce produit est basé dans la zone et le maïs est déplacé sur de faibles distances (Maïsadour com.pers., 2011).

⁵ Compte rendu non référencé du SRAL Aquitaine du 22 mars 2011 concernant une visite du 7 décembre 2010.

- **Efficacité d'un traitement de sol**

Un organophosphoré, le fosthiazate (NEMATHEORIN et NEMATHEORIN 10 G) et un carbamate, l'oxamyl (VYDATE 10 G) sont homologués sur pomme de terre. Le fosthiazate est autorisé uniquement sur *Globodera* tandis que l'oxamyl est autorisé sur *Globodera* et les nématodes de la pomme de terre en général. Pour le premier, on peut supposer que ce produit agit de deux manières : par contact et par endothérapie (D. Mugniéry comm. pers., 2011). Ceci signifie donc qu'il faut d'abord traiter, puis ensuite cultiver une plante hôte. Ils sont homologués à des doses de 15 à 40 kg/ha de la spécialité soit 1,5 à 4 kg environ de matière active. A ces doses-là l'application dans le lit de semences notamment ne permet qu'une protection durant les 30 jours maximum qui suivent le semis contre insectes et nématodes au niveau de la rhizosphère des jeunes racines (D. Esmejaud comm. Pers., 2011). Il semble que, si cela vise une bonne germination et une bonne installation des plants, cela n'a aucun effet éradiquant. On peut même penser qu'en favorisant un développement abondant et précoce du système racinaire, celui-ci favorisera aussi beaucoup plus facilement la multiplication ultérieure du nématode qu'en l'absence de traitement. L'expérience montre qu'après récolte, le sol est plus contaminé qu'avant plantation (ou semis). Pour l'oxamyl, l'effet sur les nématodes est essentiellement dû à l'incapacité des juvéniles à atteindre et pénétrer dans les racines. Ceci signifie que le traitement doit être impérativement suivi par la plantation ou le semis d'une plante hôte, avec les mêmes conséquences qu'auparavant.

En fait, les nématicides (2 matières actives) se trouvent essentiellement dans les usages généraux⁶. Le Métam-Sodium et le Dazomet sont des nématicides de contact. Ils ont une action relativement moyenne sur les nématodes, entre 50 et 70% de mortalité en fonction du type de sol et des conditions climatiques⁷ (A. Buisson comm. Pers., 2011). Ils agissent par mortalité directe sur les juvéniles (et les œufs). Il faut les utiliser sur sol nu et il n'y a pas besoin de cultiver le sol après élimination des résidus phytotoxiques. A priori, le Métam-Sodium est moins efficace que le Dazomet (D. Mugniéry comm. Pers., 2011).

Dans une stricte optique d'éradication, il pourrait être proposé une application de Dazomet (le coût est élevé) suivie d'une année (ou de deux années) de jachère noire. Un des avantages du Dazomet dans le contexte aquitain est qu'il est herbicide pour beaucoup de plantes spontanées. En revanche, si l'application de ces deux produits est suivie de la culture d'une plante multiplicatrice (il ne s'agit alors plus d'une stratégie d'éradication), la même conclusion que celle observée avec les phosphorés et les carbamates s'ensuivra (multiplication du nématode).

- **Utilisation combinée d'une culture de maïs et d'un traitement de sol**

Les experts estiment que cette option (sans passage par une ou deux années de jachère noire) ne peut pas conduire à l'éradication des populations **car toutes les graminacées connues et cultivées, y compris le maïs, multiplient *M. chitwoodi*** et une utilisation combinée avec un nématicide à efficacité insuffisante (voir ci-dessus) aboutirait au minimum au maintien des populations.

⁶ <http://e-phy.agriculture.gouv.fr/usa/11012501.htm>

⁷ Un produit comme le DMDS, en demande d'homologation, serait beaucoup plus efficace (légèrement en dessous d'un bromure de méthyle) (J. Fritsch comm. Pers., 2011).

- **Autre option de lutte**

Le groupe de travail suggère une autre option possible⁸ : Utilisation de plantes à récoltes aériennes peu multiplicatrices (épinard, haricot, fraisier) et traitement de sol.

Les experts suggèrent la possibilité d'un criblage de ces 3 espèces *in situ* en Aquitaine sur 2 générations successives (=3-4 mois).

Engrais verts résistants (radis fourragers résistants : variétés Carwoodi, Karacter, Commodore, Terranova, Contra, Radetzki, Doublet, Defender). NB : ces variétés ont été testées à l'égard d'une seule population de *M. chitwoodi*. Il faudrait vérifier leur comportement à l'égard de la population aquitaine. De plus, à la connaissance des experts, seule la variété Commodore a été testée vis-à-vis de plusieurs populations européennes de *M. chitwoodi* (avec succès).

4.2 Dans un objectif d'éradication, les caractéristiques du foyer en Aquitaine permettent-elles dans une certaine mesure (à définir) de justifier une approche différente de celle adoptée en Picardie ?

Le groupe de travail a considéré tous les facteurs pouvant entrer en jeu pour expliquer d'éventuelles différences de comportement du nématode entre le foyer picard et le foyer aquitain.

Conditions pédoclimatiques : sols à texture très proches, légers, sableux, favorables dans les deux cas à l'expression des dégâts. La zone est assez spécifique en Picardie par rapport au reste de la région, avec cultures particulières, mais présence à proximité des cultures de plants de pomme de terre. La zone en Picardie étant assez limitée, un confinement semble possible. En revanche la zone concernée est homogène et vaste pour le foyer aquitain, donc avec risque de dissémination facilité et un confinement difficile.

Irrigation : présente dans les deux régions. Critère non discriminant.

Méthode habituelle de contrôle : nématicide systématique dans les deux cas avant interdiction de la plupart des nématicides.

Température : *M. chitwoodi* peut éclore à partir de 7°C (Inserra *et al.*, 1983). La durée de l'embryogénèse est de 55 jours à 12°C, preuve que cette espèce est capable de se développer à basse température (Charchar & Santo, 2001). La durée totale du cycle de *M. chitwoodi* est estimée en degré jour en utilisant une température de base de 5°C (Charchar & Santo, 2008).

Il existe probablement une différence de dynamique des populations entre Aquitaine et Picardie liée à la différence de climatologie, mais les experts pensent que cela ne peut justifier une approche différente en terme de lutte.

⁸ La technique de solarisation existe également, elle conduit par exemple à 80% de mortalité sur *Globodera pallida*. Mais de nombreux problèmes pratiques demeurent dans le cas du foyer d'Aquitaine : surface importante à traiter, nombreuses manipulations, recyclage, coût, risque d'adventices sous les bâches.

Une activité plus précoce des nématodes en Aquitaine pourrait permettre la mise en place d'une culture piège précoce (radis fourrager). La faisabilité technique de cette option n'est cependant pas directement validée par des experts, car elle demande à être évaluée sur la population locale.

Prévalence : le foyer Aquitaine montre une densité de population très supérieure à celui de Picardie. Les populations sont probablement anciennement installées. Il est d'autant plus nécessaire de casser rapidement la dynamique des populations (recours à une solution chimique). Cette stratégie devra être revue en fonction des connaissances de l'extension de la contamination qui, à ce jour est limitée à une exploitation.

Avis complémentaire : les experts attirent l'attention du gestionnaire de risque sur l'envoi de plançons de betterave dans le Lot et Garonne en février 2011 qui génère un risque très élevé de contamination dans ce département. Il serait souhaitable de remonter dans le temps pour savoir, si lors des contrats précédents, des plançons de betteraves n'auraient pas été cultivés dans la partie contaminée et expédiés dans des zones géographiques encore non répertoriées.

Avis final concernant la comparaison des deux foyers : Une approche globale du foyer « Aquitaine » est à privilégier par « mise en quarantaine » des exploitations contaminées. Les experts suggèrent par exemple l'interdiction de toutes cultures (racines, bulbes) destinées à être replantées, conditionnées ou consommées et le nettoyage de tout matériel sortant des parcelles de l'exploitation comme l'impossibilité d'utilisation de matériel agricole commun (type CUMA). Il convient de s'intéresser également à la façon de gérer les parcelles, le matériel agricole et les approvisionnements en semences et plants. Il faudrait aussi considérer le devenir des résidus après transfert de la récolte aux industriels. Enfin, il conviendrait de définir et de mettre en œuvre un programme de contrôle pour supprimer les introductions de nématodes par les végétaux, le matériel, les résidus (étude des filières à risque).

4.3 Avis sur des informations supplémentaires communiquées par la tutelle après saisine de l'Anses

Il a été porté à la connaissance du groupe de travail le 6 avril 2011 les informations complémentaires suivantes :

« Le BSSV avait demandé que la DRAAF/SRAL de Bretagne réalise des prélèvements pour analyse de nématodes à galles (*Meloidogyne chitwoodi*-Mc ou *Meloidogyne fallax*-Mf) sur des pommes de terre primeur lavées ou brossées, ceci dans 9 exploitations différentes produisant de la pomme de terre primeur Primaline dans des tunnels contaminés :

- soit par Mc seul (3 échantillons)
- soit par Mf seul (3 échantillons)
- soit en double infection Mc+Mf. (3 échantillons)

Ces prélèvements avaient pour but comme convenu avec l'unité de nématologie de l'Anses LSV du Rheu de confirmer ou d'infirmer l'hypothèse que des tubercules, même brossés ou lavés, pouvaient être vecteurs de ces meloidogynes.

(...) le SRAL de Bretagne, nous a averti que l'unité de nématologie allait rendre des résultats négatifs pour les 9 prélèvements.

(...) Ces résultats sont de nature à être pris en compte le cas échéant dans les conclusions du groupe de travail qui s'est tenu le lundi 4 avril sur la conduite à tenir dans le cadre de la gestion du foyer en Aquitaine. »

Après consultation de ces informations, le groupe d'expert considère tout d'abord que les informations fournies ne peuvent s'appliquer qu'au foyer breton. Il s'agit d'analyses réalisées sur une production très particulière, non transposable à l'Aquitaine (pomme de terre de primeur Primaline conduites sous tunnel), et comme l'ont noté les experts, qui n'apporte rien puisque il n'y a pas d'information sur la contamination du sol.

Le premier détail, qui a toute son importance, est de savoir si le sol dans lequel les pommes de terre ont été plantées était infesté. Y eut-il des analyses de sols préalables permettant de déterminer la prévalence du nématode ? Si oui, quels en furent les résultats ? L'échantillonnage des tubercules est-il en rapport avec les analyses de sol (même zone délimitée pour faire le lien entre la population de nématodes présente et éventuellement non retrouvée dans les tubercules) ?

Le deuxième détail qui, lui aussi, est important est de connaître la durée de végétation des pommes de terre, c'est-à-dire pouvoir être sûr, dans les conditions d'abris qui sont à préciser, combien de générations de *M. chitwoodi* étaient possibles.

D'une manière générale, par analogie avec les écrits de la bibliographie et avec l'expérience des experts, des dégâts sur tubercules et des nématodes présents dans les tubercules fils ne devraient pas être possibles si la plantation est effectuée en période froide et si la récolte a lieu précocement. Mais ceci devrait pouvoir être vérifié facilement par des essais simples et peu coûteux. En cas inverse, plantation en sols chauds et/ou récolte tardive, la présence de *M. chitwoodi* (ou de *M. fallax*) serait avérée.

Dans la première hypothèse, plantation en sols froids, récolte hâtive, le risque de dissémination par les nématodes DANS les tubercules devrait être très faible peut-être même inexistant. Par contre, le lavage et le brossage doivent être réalisés dans la zone contaminée, pour éviter le transport des tubercules non lavés en dehors de cette zone, avec les risques que cela comporterait. Les résidus de lavage et de brossage doivent être traités dans cette même zone et désinfectés. En conséquence, cela veut dire que l'infrastructure "lavage" et "traitement des résidus" doit être sur place, en Bretagne comme en Aquitaine ou en Picardie.

5. CONCLUSION

Le groupe de travail, après avoir examiné les différentes méthodes de lutte listées dans la saisine, considère que seule une **jachère noire** soigneusement réalisée est susceptible de conduire à la disparition de la population de nématode sur la parcelle sur laquelle elle est conduite. Le problème de la détectabilité de *Meloidogyne chitwoodi* (temps de latence de plusieurs années entre établissement dans une parcelle et détection du nématode dans la même parcelle par analyse de laboratoire) introduit une difficulté particulière pour réussir une éradication dans la zone de découverte du foyer.

Cette jachère noire pourrait toutefois être remplacée par la culture d'espèces non hôtes à récoltes aériennes telles qu'épinard, haricot et fraisier ainsi que par la culture d'engrais verts résistants (radis fourragers résistants : variétés Carwoodi, Karakter, Commodore, Terranova, Contra, Radetzki, Doublet, Defender). Un suivi analytique de ces cultures est toutefois nécessaire pour s'assurer que la population d'Aquitaine se comporte de la même manière que les populations concernées par les tests antérieurs de ces plantes.

Après examen des situations respectives des foyers picard et aquitain, les experts sont d'avis que **dans le cadre d'une stratégie d'éradication**, les caractéristiques propres aux deux foyers ne permettent pas de proposer une approche différenciée de l'éradication du foyer de *Meloidogyne chitwoodi* en Aquitaine, d'autant qu'ils seraient peut-être dotés de la même population nématologique.

Tels sont les éléments d'analyse que l'Agence est en mesure de fournir en réponse à la saisine de la DGAL-BSSV concernant une demande d'avis relatif à une expertise technique sur la stratégie d'éradication concernant le foyer nématode à galle, *Meloidogyne chitwoodi*, en région Aquitaine.

Le directeur général

Marc MORTUREUX

MOTS-CLES

Mots clés : *Meloidogyne chitwoodi* ; Eradication ; Aquitaine ; Méthodes de lutte

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Baker R.H.A. (1992). *Meloidogyne chitwoodi*. An assessment of the risks of establishment in the UK. CSL non publié. 14pp.
- Berthou F, Palloix A, Mugniéry D, (2003). Characterisation of virulence in isolates of *Meloidogyne chitwoodi* and evidence for a resistance gene in pepper *Capsicum annuum* L. line PM 217. *Nematology*, 5, 383-390.
- Braasch H, Wittchen U & Unger JG (1996). Establishment potential and damage probability of *Meloidogyne chitwoodi* in Germany. *EPPO Bulletin* 26, 495-509.
- Bridge J & Starr JL, (2007). *Plant nematodes of agricultural importance*. Academic Press, Burlington, Massachusetts.
- Cardwell DM, Ingham RE, (1997). Reproduction of *Meloidogyne chitwoodi* on popcorn cultivars. *Journal of Nematology*, 29 (4) Supp, 657-661.
- Castagnone-Sereno P, Semblat JP, Leroy F, Abad P, (1998) A new AluI satellite DNA in the root-knot nematode *Meloidogyne fallax*: relationships with satellites from the sympatric species *M. hapla* and *M. chitwoodi*, *Molecular biology and evolution*, 15, 1115-22.
- Charchar J.M. (1987) Effect of temperature on the life cycle of *Meloidogyne chitwoodi* races 1 and 2 and *M. hapla* on Russet Burbank Potato. Department of Plant Pathology, Washington State University, USA. pp 1-68.
- Charchar JM & Santo GS, (2001). Effect of temperature on the embryogenic development and hatching of *Meloidogyne chitwoodi* races 1 and 2 and *M. hapla*. *Nematologia brasileira*, 25, 71-77.
- Charchar JM & Santo GS, (2008). Generation time and tuber infection by *Meloidogyne chitwoodi* Race 1 and *M. hapla* on 'Russet Burbank' potato in field microplots. *Nematologia brasileira*, 32, 333-337.
- Chaves E & Torres MS (2000). Nematode fauna associated with golf courses in the south-eastern region of the Buenos Aires province. *Revista de la Facultad de Agronomía (Universidad de Buenos Aires)* 20(3), 379-386.
- Chaves E. & Torres MS (2001). Potato parasitic nematodes in the seed potato producing areas of Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía (Universidad de Buenos Aires)* 21(3), 245-259.
- Cuevas OYJ & Sosa Moss C (1990). Host plants of *Meloidogyne chitwoodi* in the states of Tlaxcala and Puebla, Mexico. *Current Nematology* 1, 69-70.
- De Guiran G (1979). A necessary diapause in root-knot nematodes. Observations on its distribution and inheritance in *Meloidogyne incognita*. *Revue de Nématologie* 2, 223-231.
- De Guiran G (1980). Facteurs influant un blocage du développement des oeufs de *Meloidogyne incognita* considéré comme une diapause. *Revue de Nématologie* 3, 61-69.
- Den Nijs LJM ; F, Brinkman H & Van den Sommen ATC (2004). A Dutch contribution to knowledge on phytosanitary risk and host status of various crops for *Meloidogyne chitwoodi* Golden et al. 1980 and *M. fallax* Karssen, 1996: an overview. *Nematology* 6 (3), 303-312.
- Devran Z, Nedim M, Adem O & Halil EI (2009) Identification and genetic diversity of *Meloidogyne chitwoodi* in potato production areas of Turkey. *Nematropica* 39, 75-83.
- Fargette M, Lollier V, Phillips M, Blok VC & Frutos R (2005). AFLP analysis of the genetic diversity of *Meloidogyne chitwoodi* and *M. fallax*, major agricultural pests. *C. R. Biologies* 328, 455-462.
- Golden AM, O'Bannon JH, Santo GS & Finley AM (1980). Description and some observation of *Meloidogyne chitwoodi* n. sp. (Meloidogynidae), A root knot nematode on potato in the Pacific Northwest. *Journal of Nematology* 12(4) 319-327.

- Holterman MHM, Karssen G, van den Elsen SJJ, van Megen HHB, Bakker J & Helder H (2009). SSU rDNA based phylogeny of the Tylenchida sheds light on the evolution of plant feeding & establishes relationship among high impact plant parasitic nematodes. *Phytopathology* 99, 227-235.
- Inserra RN, Griffin GD, Sisson DV (1983). Effects of Temperature and Root Leachates on Embryogenic Development and Hatching of *Meloidogyne chitwoodi* and *M. hapla*. *Journal of Nematology*, 15, 123-127.
- Karssen G, van Hoenselaar T, Verkerk-Bakker B & Janssen R (1995). Species identification of cyst and root knot nematodes from potato by electrophoresis of individual female. *Electrophoresis* 16, 105-109.
- Kleynhans KPN (1991). The root knot nematodes of South Africa. Technical communication – Department of Agricultural Development, South Africa, 231, 61 pp.
- Kutywayo V & Been T (2006). Host status of six major weeds to *Meloidogyne chitwoodi* and *Pratylenchus penetrans*, including a preliminary field survey concerning other weeds. *Nematology* 8 (5), 647-657.
- LNPV (2009) Compte Rendu d'expertise *Meloidogyne chitwoodi* et *fallax*. Expertise n° LNPVARP_2009_43 du 18 novembre 2009.
- Marshall JW, Zijlstra C & Knight KWL (2001). First record of *Meloidogyne fallax* in New Zealand. *Australian Plant Pathology* 30, 283-284
- Merny G & Déjardin J (1970). Les nématodes phytoparasites des rizières inondées de Côte d'Ivoire II. - essai d'estimation de l'importance des populations. *Cah. ORSTOM, sér. Biol.*, no 11 - avril 1970, 45-67.
- Mojtahedi H, Santo GS & Wilson JH (1988). host tests to differentiate *Meloidogyne chitwoodi* races 1 and 2 and *M. hapla*. *Journal of Nematology* 20(3), 468-473.
- Nambiar, DL, Quader M, Nobbs JM, Cobon JA, Campbell PR & Gulino LM (2008). First record of *Meloidogyne fallax* in Victoria, Australia. *Australasian Plant Disease Notes*, 3, 141–142.
- Nobbs JM, Liu Q, Hartley D, Handoo Z., Williamson VM, Taylor S, Walker G & Curran J (2001). First record of *Meloidogyne fallax* in Australia. *Australian Plant Pathology* 30, 373.
- O'Bannon JH, Santo GS & Nyczepir AP (1982). Host range of the Columbia root knot nematode. *Plant disease* 66 (11), 1045-1048.
- Rich JR, Brito JA, Kaur R & Ferrell JA (2009). Weed species as hosts of *Meloidogyne*: a review. *Nematropica* 39(2), 157-185.
- Rich JR, Dunn RA & Noling JW (2004). Nematicides: past and present uses. In: Chen, Z.X., Chen, S.Y. and Dickson D.W. (eds.) *Nematology advances and perspectives*. Vol. 2 CAB International, Wallingford, UK, pp. 1179-1200.
- Runia WT & Korthals GW (2004). Pootgoed als bron van verspreiding van *Meloidogyne chitwoodi*. *Gewasbescherming* 35(5), 256-258.
- Santo GS & O'Bannon HS (1981). Pathogenicity of the Columbia root knot nematode (*Meloidogyne chitwoodi*) on wheat, corn, oat and barley. *Journal of Nematology* 13(4), 548-550.
- Santo GS, (1994). Biology and management of root-knot nematodes on potato in the Pacific Northwest, in *Advances in Potato Pest, Biology and development*, Eds G.W. Zehnder, M.L. Powelson, R.K. Jansson, K.V. Raman, 193-201.
- Santo GS, O'Bannon HS, Finley AM & Golden AM (1980). Occurrence and host range of a new root knot nematode (*Meloidogyne chitwoodi*) in the Pacific Northwest. *Plant disease* 64 (10), 951-952.
- Tilikkala K, Carter T, Heikinheimo M, Venäläinen A (1995). Pest risk analysis of *Meloidogyne chitwoodi* for Finland. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 25(3), 419-435.
- van der Beek HJG, Maas PWITH, Janssen GJW, Zijlstra C, van Silfouht CH, (1999). A pathotype system to describe interspecific variation in pathogenicity of *Meloidogyne chitwoodi*. *Journal of Nematology*, 31, 386-392.

- van der Beek HJG, Mugniéry D, (2008). Variation in host status of *Brassica* spp. for isolates of the Columbia root-knot nematode, *Meloidogyne chitwoodi*, and potential mechanisms, *Nematology*, 10, 767-775.
- van der Beek HJG, Poleij LM, Zijlstra C, Janssen R, Janssen GWJ, (1998). Variation in virulence within *Meloidogyne chitwoodi*, *M. fallax* and *M. hapla* on *Solanum* spp. *Phytopathology*, 88, 658-665.
- Waeyenberge L, Moens M, (2001). *Meloidogyne chitwoodi* and *M. fallax* in Belgium. *Nematol. Medit.*, 29, 91-97.
- Wesemael WML, Moens M, (2008). Vertical distribution of the plant-parasitic nematode, *Meloidogyne chitwoodi*, under field crops. *Eur J Plant Pathol*, 120, 249–257.
- Zijlstra C. (1997). A fast PCR assay to identify *Meloidogyne hapla*, *M. chitwoodi* and *M. fallax*, and to sensitively differentiate them from each other and from *M. incognita* in mixtures. *Fundamental and applied Nematology* 20, 505-511.
- Zijlstra C., Lever A.E.M., Uenk B.J. & Van Silfhout C.H. (1995). Differences between ITS regions of isolates of root knot nematodes *Meloidogyne hapla* and *M. chitwoodi*. *Phytopathology* 85, 1231-1237.

ANNEXE 1

Tableau de comportement de certaines espèces végétales vis-à-vis de nématodes, dont *Meloidogyne chitwoodi* (Source : Applied Plant Research (PPO), www.ppo.wur.nl, Netherland)

	Grondsoort	Cysteaaltjes					Wortelknobbelaaltjes				Wortellesie-aaltjes		Stengel-aaltjes	
		<i>Globodera rostochiensis</i> / <i>G. pallida</i> Aardappelcysteaaltje	<i>Heterodera schachtii</i> Witte bietencysteaaltje	<i>Heterodera belae</i> Gele bietencysteaaltje	<i>Heterodera avenae</i> Havercysteaaltje	<i>Heterodera trifolii</i> f. <i>sp. trifolium</i> Klavercysteaaltje	<i>Meloidogyne hapla</i> Noordelijk wortelknobbelaaltje	<i>Meloidogyne naasi</i> Graswortelknobbelaaltje	<i>Meloidogyne chitwoodi</i> Maiswortelknobbelaaltje	<i>Meloidogyne fallax</i> Bedrieglijk maiswortelknobbelaaltje	<i>Pratylenchus penetrans</i> Wortellesieaaltje	<i>Pratylenchus crenatus</i> Graanwortellesieaaltje	<i>Ditylenchus dipsaci</i> Stengelaaltje	<i>Ditylenchus destructor</i> Destructoraaltje
		ZDKZV	ZDKZV	ZD	ZDZV	ZDKZV	ZD	ZDZV	ZD	Z	ZDZV	ZDZV	ZDKZV	ZDKZV
akkerbouwgewassen	Aardappel	●●● R	—	—	—	—	●●●	—	●●●	●●●	●●●	●	●●	●●●
	Suikerbiet	—	●●● R	●●●	—	—	●●●	—	●	●●●	●	—	—	—
	Uit	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	?	●●●	—
	Mais	—	—	—	—	—	—	—	●●	●	●●●	●●●	●●●	—
	Wintertarwe	—	—	—	●●●	—	—	●●●	—	—	●●	●●●	●●●	—
	Zomertarwe	—	—	—	●●●	—	—	●●●	—	—	●●	●●●	●●●	—
	Wintergerst	—	—	—	●●●	—	—	●●●	—	—	●●	●●●	—	—
	Zomergerst	—	—	—	●●●	—	—	●●●	—	—	●●	●●●	—	—
	Rogge	—	—	—	●●●	—	—	●●●	—	—	●●	●●●	●●●	—
	Haver	—	—	—	●●●	—	—	—	—	?	●●	●●●	●●●	—
	Triticale	—	—	—	●●●	—	—	—	—	—	●●	●●●	—	—
	Luzerne	—	—	—	—	?	●●	?	—	?	●●●	●	●●●	—
	Vlas	—	—	—	—	—	●	—	—	?	—	?	—	—
	Winterkoolzaad	—	●●●	?	—	—	●	—	?	?	●	?	●	—
	Zomerkoolzaad	—	●●●	●●	—	—	●	—	?	?	●	?	●	—
akkerbouwmatig geteelde groenten	Hennep	—	—	—	—	—	?	?	?	?	●●●	?	?	?
	Cichorei	—	—	—	—	—	?	?	?	?	●●	?	?	?
	Aardbei	—	—	—	—	—	●●● R	—	—	—	●●● R	?	●	?
	Erwt (conserven)	—	—	—	—	—	●●●	—	—	—	●●●	●	●●●	—
	Stamslaboon	—	—	●	—	—	●●●	—	— R	—	●●●	●●	●●●	—
	Veld-/tuinboon	—	—	●	—	—	●●●	—	?	?	●●●	?	●●●	—
	Spinazie	—	●●	●●	—	—	●	—	?	—	●	●	—	—
	Peen	—	—	—	—	—	●●	—	●●	●●●	●●	—	●●	—
	Schorseneer	—	—	—	—	—	●●	—	●●●	●●●	●●	?	—	—
	Witlof	—	—	—	—	—	●●	—	—	—	●●	?	—	—

Legenda Vermeerdering	
?	onbekend
A	actieve afname
—	niet
●	weinig
●●	matig
●●●	sterk
R	rasafhankelijk

Grondsoort	
Z	zand
D	dal
K	klei
ZV	zavel

Legenda Schade	
—	onbekend
—	niet
—	weinig
—	matig
—	sterk