République Algérienne Démocratique et Populaire Ministère de l'Enseignement supérieur et de la Recherche scientifique
Université Dr YAHYA Farès de Médéa
Faculté des Sciences

Polycopié de cours de Nématologie générale

Selon le programme pédagogique officiel de la Première année de Master

Spécialité : Phytopathologie ;
Filière : Agronomie
Domaine : SNV

Dr. Fadhéla SAFIDDINE
Maître de conférences
Département SNV

Validé par le conseil scientifique de la faculté des sciences à .....

Numéro de série : .....

Année universitaire 2022-2023

Introduction :

Les nématodes, également appelés filaires ou anguillules, sont l'un des groupes animaux les plus nombreux au monde, et bien que leur morphologie soit très simple, ils se retrouvent dans presque tous les habitats, des profondeurs de la mer aux sommets les plus élevés, ainsi que chez les invertébrés. La plupart des espèces de nématodes sont des habitants inoffensifs et utiles du sol, jouant des rôles tels que bactériophages, fungivores, prédateurs et entomopathogènes. Cependant, quelques espèces peuvent causer de graves dommages aux plantes ou parasiter des animaux ou des êtres humains.

À l'échelle mondiale, les nématodes phytophages sont considérés comme des parasites majeurs, car ils peuvent coloniser tous les types de sols et parasiter une large gamme d'espèces végétales, entraînant ainsi des pertes économiques considérables dans l'agriculture moderne. Certaines espèces comme les nématodes à galles du genre *Meloidogyne*, et des tiges *Ditylenchus dipsaci* sont capables de se développer aux dépens d'un grand nombre de cultures maraîchères pratiquées en plein champ, sous serres ou même dans les oasis, et leur prolifération est plus accentuée dans les régions méditerranéennes ou sahéliennes en raison des conditions climatiques très favorables.

Les ravageurs de nématodes ont un impact significatif sur l'agriculture moderne. En effet, avec l'intensification et l'industrialisation de l'agriculture, les conditions deviennent plus favorables au développement des nématodes, ce qui entraîne une augmentation des dommages qu'ils causent.

Il est difficile de chiffrer les pertes causées par les nématodes car elles dépendent de plusieurs facteurs, tels que l'espèce en cause, la culture, la région et le temps. Certaines espèces de nématodes, telles que le nématode à kystes (Globodera rostochiensis), le nématode à galles (Meloidogyne) et les nématodes des tiges et du bulbe (Ditylenchus dipsaci), peuvent causer des pertes considérables de récolte, avec des taux d'abaissement spectaculaires.

En conclusion, les nématodes sont des ravageurs importants pour l'agriculture moderne, et leur impact sur les cultures peut être considérable. Il est important de mettre en place

des mesures de prévention et de lutte pour minimiser les dommages causés par ces ravageurs.

Le plus souvent l'absence de symptômes caractéristiques des attaques, font que le diagnostic est généralement difficile, de ce fait les dommages provoqués par les nématodes sont souvent ignorés (au pire négligés) et son souvent incorporés à la « fatigue du sol ».

Le diagnostic des attaques de nématodes est généralement difficile en raison de l'absence de symptômes caractéristiques, et les dommages qu'ils causent sont souvent ignorés ou négligés, et souvent attribués à la « fatigue du sol ». Ainsi, il est impératif que les étudiants de première année de Master spécialisé en phytopathologie reçoivent une formation complète en nématologie générale, qui leur fournira une compréhension fondamentale du sujet, ainsi que les connaissances et les compétences nécessaires pour résoudre les problèmes, les maladies et les dégâts causés par les nématodes phytophages dans les différentes cultures.

Il est crucial pour les étudiants de première année de Master spécialisé en phytopathologie de suivre une formation complète en nématologie générale. Cette formation leur permettra non seulement d'acquérir une compréhension fondamentale du sujet, mais aussi de développer les connaissances et compétences nécessaires pour résoudre les problèmes, maladies et dégâts causés par les nématodes phytophages dans les différentes cultures sous-abri serre et en plein champ. En outre, la connaissance de la nématologie améliorera l'expertise globale des étudiants dans le domaine de l'agriculture, leur permettant d'aborder les problèmes agricoles dans une perspective multidisciplinaire et de reconnaître les méthodes de lutte adéquates contre ces ravageurs.

En somme, les cours de nématologie générale sont indispensables pour la formation des futurs professionnels de l'agriculture et jouent un rôle essentiel pour assurer la durabilité et le succès du secteur agricole. Toutefois, les étudiants doivent avoir acquis des connaissances préalables en biologie cellulaire, biologie végétale et animale,

zoologie et botanique pour faciliter leur compréhension de cette matière. Le cours comprend cinq chapitres portant sur

- La morphologie et l'anatomie des nématodes phytophages,
- Leur écologie et leur biologie,
- Les symptômes et les dégâts qu'ils causent,
- Les études nématologiques,
- Ainsi que les méthodes de lutte.

Les étudiants sont évalués tout au long du semestre à travers différentes modalités, notamment des exposés oraux, des manipulations pratiques lors des séances de TP et des interrogations écrites. Ils passent également un examen final à la fin du semestre pour évaluer leur compréhension globale de la matière.

CHAPITR I : MORPHOLOGIE ET ANATOMIE DES NEMATODES PHYTOPHAGES.

- **Introduction :**

Les nématodes phytophages sont des vers ronds microscopiques qui se nourrissent de plantes et peuvent causer des dommages importants aux cultures. Leur morphologie et leur anatomie ont été étudiées en détail pour mieux comprendre leur biologie et leur comportement. Les nématodes phytophages ont un corps cylindrique et allongé, divisé en trois parties distinctes : la tête, le corps et la queue. La tête est équipée de structures sensorielles telles que des papilles, des sensilles et des amphides qui leur permettent de détecter les signaux chimiques de leur environnement. Le corps est constitué de muscles longitudinaux et circulaires qui leur permettent de se déplacer en se contractant et en se relâchant. La queue contient l'anus et est également utilisée pour la locomotion. Les nématodes phytophages ont également des systèmes nerveux, digestifs et reproducteurs sophistiqués qui ont été étudiés en détail pour mieux comprendre leur biologie et leur comportement.

I.1. Morphologie des nématodes phytophages :

I.1.1. Morphologie externe :

Les nématodes phytoparasites ont une forme allongée en fuseau qui peut être plus ou moins effilée aux extrémités, comme illustré dans la Figure I.1. Ils sont souvent incolores et transparents, bien que certaines espèces de femelles puissent avoir un corps volumineux et en forme de poire, en raison du développement important de leurs gonades et de leurs annexes. Les mâles, quant à eux, ont toujours une forme vermiforme. La plupart des nématodes phytoparasites sont invisibles à l'œil nu, mesurant entre 0,3 et 5 mm de longueur et entre 10 et 50 µm de largeur.

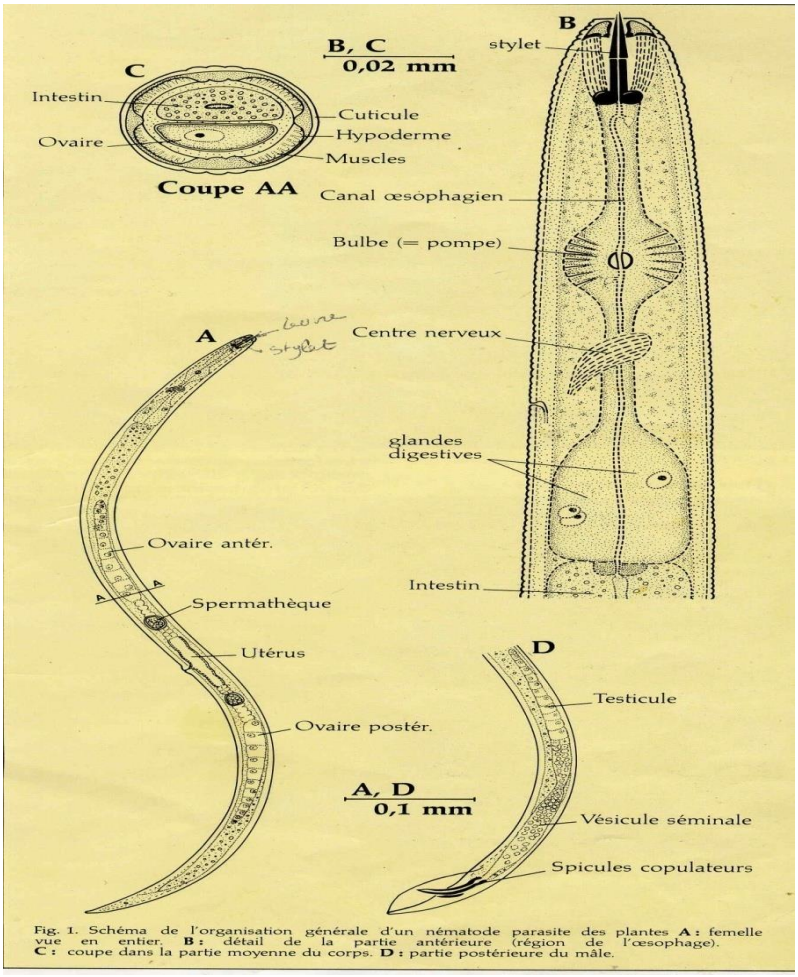


Figure I.1 : Morphologie des nématodes phytophages.

L'enveloppe externe ou cuticule peut être lisse, annelée, ponctuée ou marquée de stries longitudinales ; (Figure I.2) les anneaux cuticulaires présentent parfois des excroissances fortement développées.

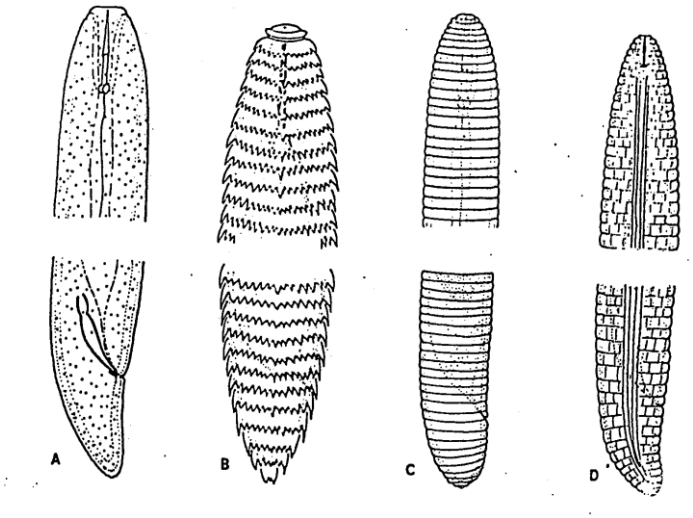


Figure I.2 : Différents aspects de la cuticule des nématodes phytoparasites.

A : ponctuée ; **B :** annelée avec anneaux possédant des extensions cuticulaires ; **C :** annelée ; **D :** annelée avec stries longitudinales.

I.1.2. Morphologie interne :

En coupe transversale ils sont constitués de trois tubes : (Figure I.3.)

- **L'enveloppe** externe est forme la cuticule (exosquelette) très résistante
- **L'hypoderme** et sous-tendue par un fourreau de muscle qui entoure le tube digestif et les glandes génitales localisé dans le troisième tube qui est la cavité (**Pseudocoelum)**.

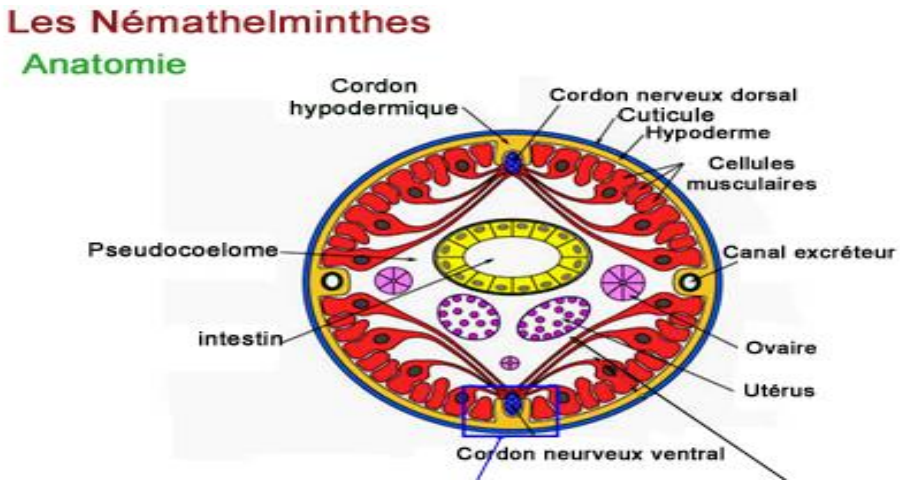


Figure I.3 : Coupe transversale du corps d'un nématode phytophage.

I.1.2.1. Le fourreau épidermique-musculaire :

La paroi du corps des nématodes est constituée de trois couches intimement liées, ce sont de l'extérieur vers l'intérieur la cuticule, l'épiderme et la couche musculaire longitudinale.

I.1.2.1.1. La cuticule :

La cuticule est constituée de 8 ou 9 couches entrecroisées (Figure I.4) de protéines fibreuses. Elle doit être suffisamment solide pour protéger le nématode, assez rigide pour former un exosquelette et dans le même temps assez souple pour permettre les mouvements.

I.1.2.1.2. L'épiderme :

L'épiderme sécrète la cuticule. Il est formé d'une couche unique constituée d'un petit nombre de rangées de cellules épithéliales. Il entoure totalement le corps et renferme de nombreuses réserves (lipides et glycogène).

I.1.2.1.3. La musculature :

La musculature des nématodes se trouve immédiatement sous l'épiderme et se compose d'une unique couche de muscles longitudinaux. Les cordes latérales et médianes divisent cette musculature en quatre champs musculaires. Les nématodes se déplacent grâce à des contractions synchronisées des muscles longitudinaux, provoquant généralement un mouvement ondulatoire, sauf dans certains cas particuliers. Bien qu'il n'y ait pas de couche musculaire circulaire, on trouve des muscles transversaux, tels que les muscles copulateurs, vulvaires et anaux.

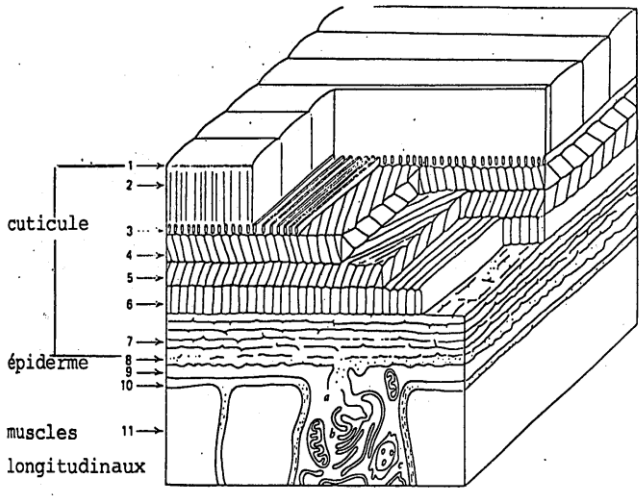


Figure I.4 : Structure de la paroi du corps de nématode phytophage.

I.1.2.2. La cavité générale :

La cavité générale du corps des nématodes contient un tissu fibreux et des cellules mésenchymateuses et est remplie d'un liquide de pression osmotique élevée qui agissant sur l'exosquelette fait que les nématodes conservent leur forme en fuseau.

I.1.2.3. Le tube digestif :

Le tube digestif (Figure I.5) s'étend de la bouche à l'anus. Il comprend l'œsophage, l'intestin et le rectum.

I.1.2.3.1. La cavité buccale :

La bouche des nématodes phytoparasites se situe à l'extrémité antérieure de leur corps et est munie d'un stylet, une structure cuticulaire durcie qui ressemble à une aiguille hypodermique (voir Figure I.6). Des muscles protracteurs attachés à la base du stylet et à l'avant du corps permettent à celui-ci de sortir de la bouche. Grâce à ce stylet, les nématodes peuvent perforer les parois cellulaires et se nourrir du contenu des cellules.

I.1.2.3.2. L'œsophage : (Figure I.6).

La partie antérieure de l'œsophage est plus ou moins cylindrique ; elle est divisée en un procorpus et un métacorpus aussi appelé bulbe médian. Ce bulbe médian contient une

valve sur laquelle s'insèrent des muscles ; il fonctionne comme une pompe qui aspire les aliments à travers le stylet et les refoule dans l'intestin. L'isthme partie à section étroite, relie le métacorpus au bulbe basal piriforme. Ce bulbe basal contient trois glandes, une dorsale et deux subventrales.

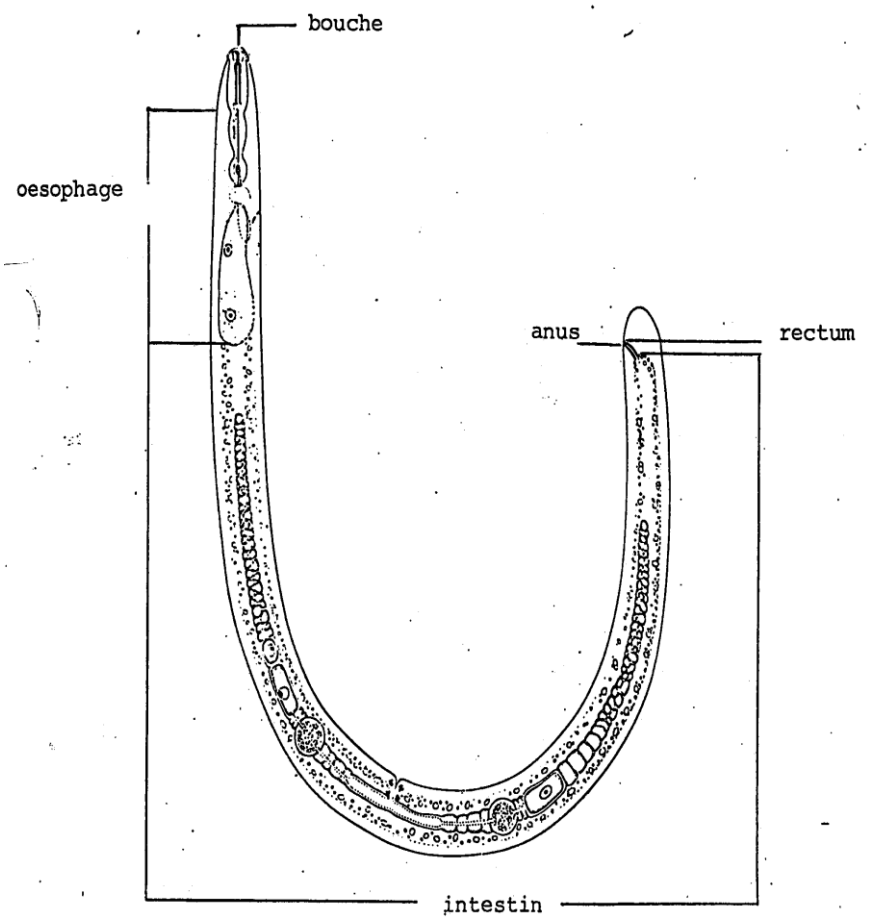


Figure I.5 : Tube digestif des nématodes phytoparasites.

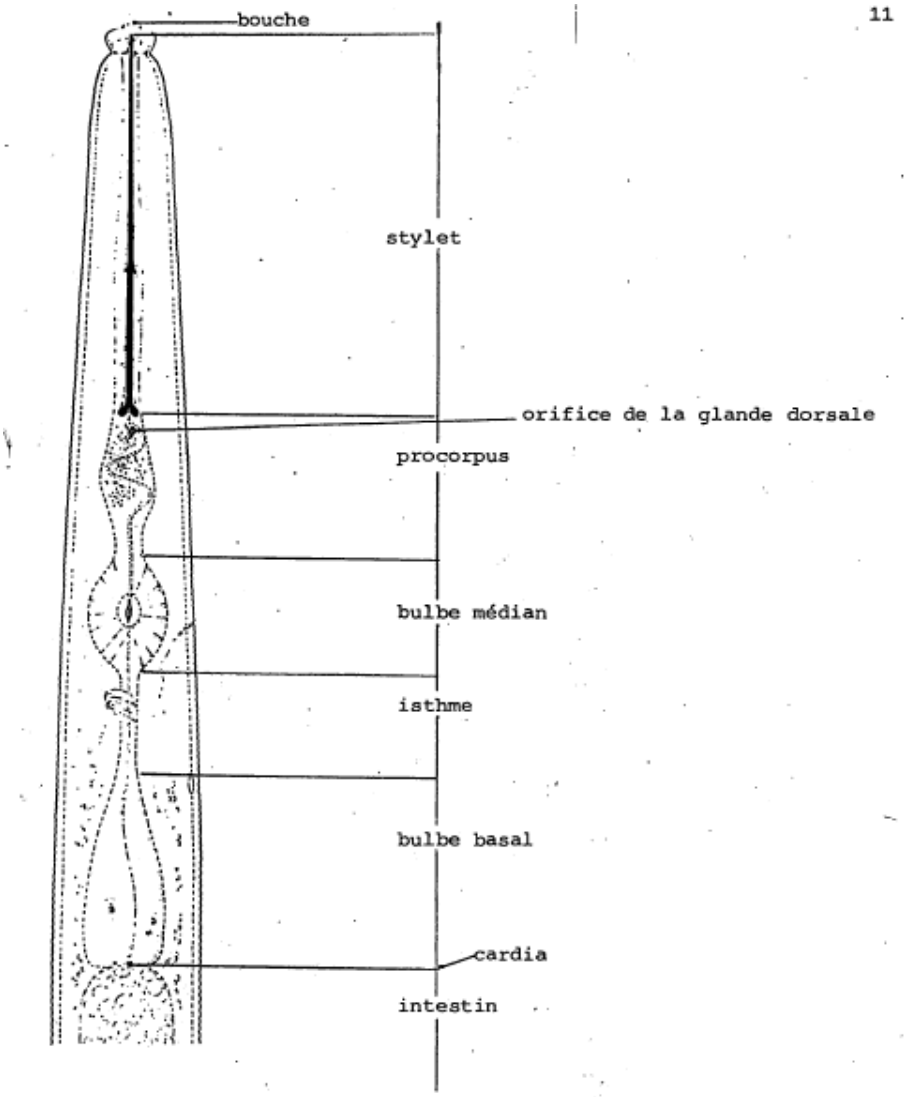


Figure I.6 : Œsophage des Tylenchides.

I.1.2.3.3. L'intestin :

L'intestin des nématodes phytoparasites est un tube droit constitué d'une seule couche de cellules épithéliales. Les cellules intestinales ont plusieurs fonctions, telles que l'absorption des nutriments, le stockage de réserves, la métabolisation et l'excrétion. Le rectum se trouve à l'extrémité de l'intestin et est séparé par un sphincter musculaire. Chez les femelles, le rectum est un simple tube menant à l'anus. Chez les mâles, le système reproducteur se termine dans le rectum, qui est alors transformé en cloaque.

I.1.2.4. L'appareil excréteur :

L'appareil excréteur des nématodes phytoparasites est constitué de deux longs canaux latéraux connectés entre eux par un canal transversal lui-même en communication avec le pore excréteur généralement situé à la hauteur du bulbe médian.

I.1.2.5. Le système nerveux :

On distingue : un système nerveux central composé de ganglions nerveux, d'un anneau nerveux, d'une corde neurale ventrale et d'une corde neurale dorsale. L'anneau nerveux est la structure la plus facilement distinguable : il entoure l'œsophage juste en arrière du bulbe médian. Les différents organes du système nerveux sont connectés entre eux et aux terminaisons nerveuses qui innervent les muscles et les organes des sens.

I.1.2.6. L'appareil reproducteur :

I.1.2.6.1. L'appareil reproducteur femelle :

L'appareil reproducteur femelle (Figure I.7) consiste en une ou deux branches génitales en forme de tubes allongés. On distingue :

- Des espèces avec deux branches génitales (Didelphique) la vulve est généralement médiane et l'on distingue alors une branche génitale antérieure et une branche génitale postérieure.
- Des espèces avec une seule branche génitale (Monodelphique) la vulve est généralement déplacée vers l'arrière du corps.

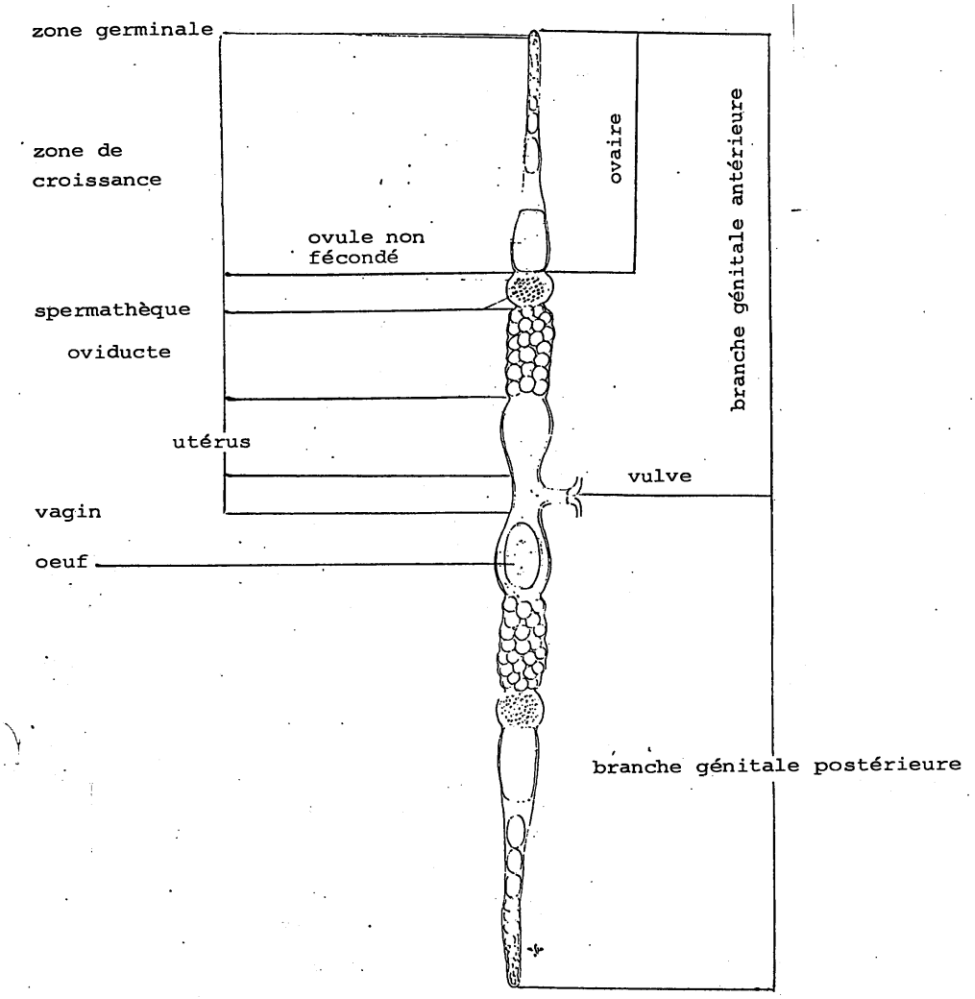


Figure I.7 : Appareil reproducteur femelle des nématodes phytophages.

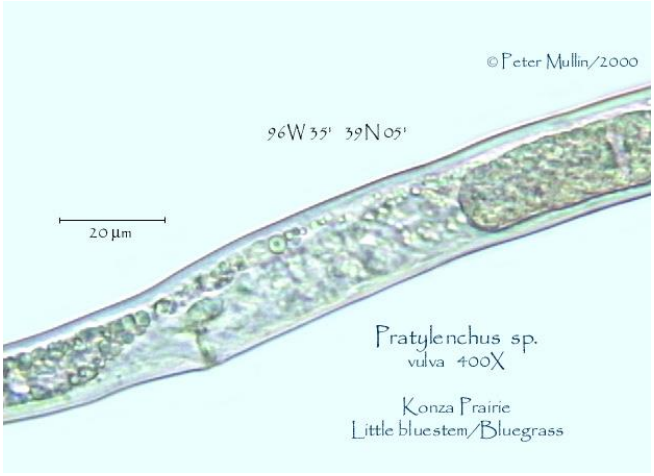


Figure I.8 : Partie antérieure d'une femelle de *Pratylenchus* sp. présentant une vulve.

I.1.2.6.2. L'appareil reproducteur mâle :

Les mâles possèdent un appareil copulateur **les spicules** la plupart du temps pourvus d'une pièce **le gubernaculum** qui leur sert de guide. Ces spicules possèdent une musculature qui leur permet de faire saillie à l'extérieur ; ils ont pour fonction **d'ouvrir la vulve** de la femelle. Les mâles de certaines espèces ont des ailes caudales ou **bursae** qui sont des extensions cuticulaires qui maintiennent la femelle pendant la copulation (Figure I.9).

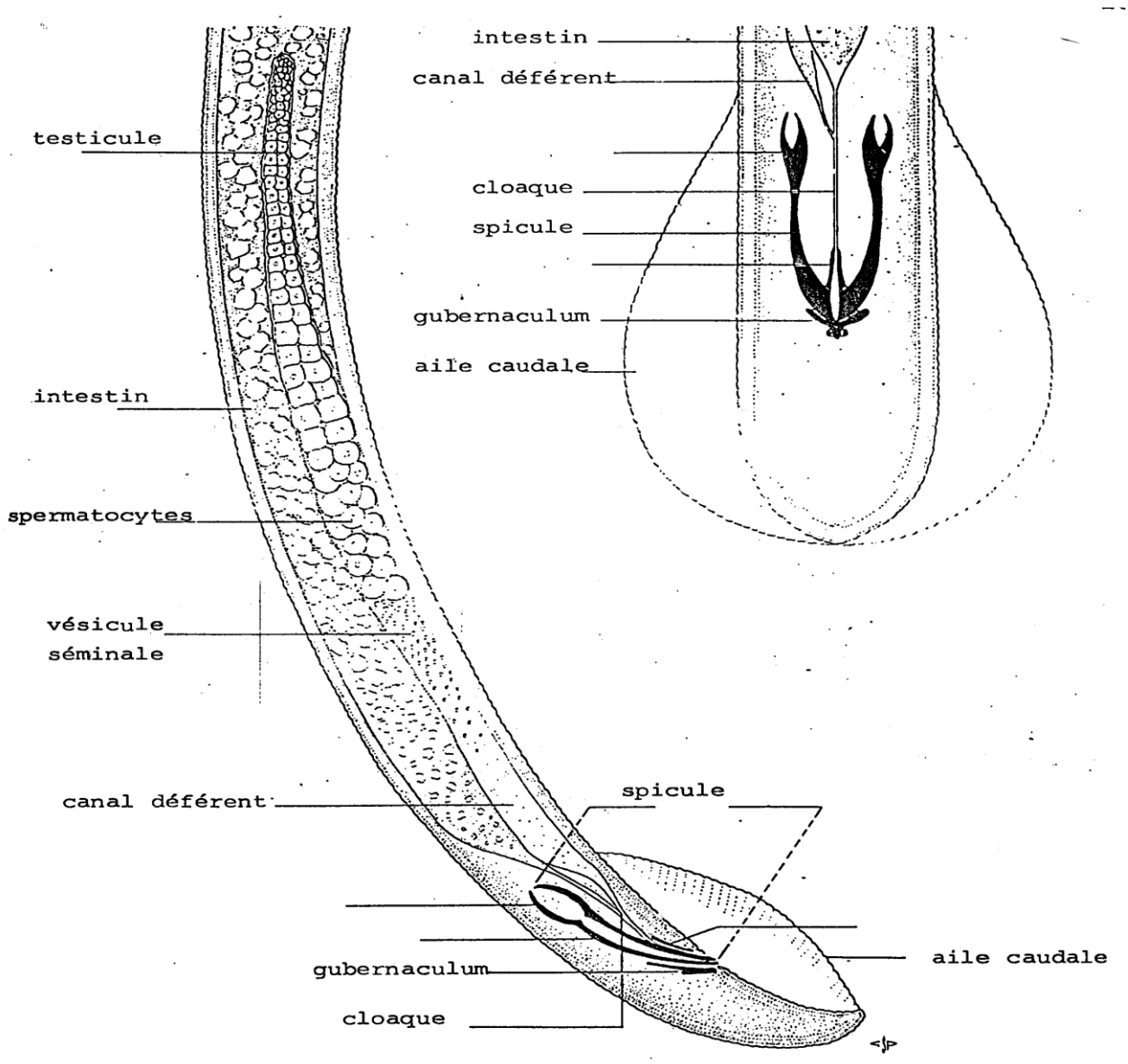


Figure I.9 : Appareil reproducteur mâle des nématodes phytophages.

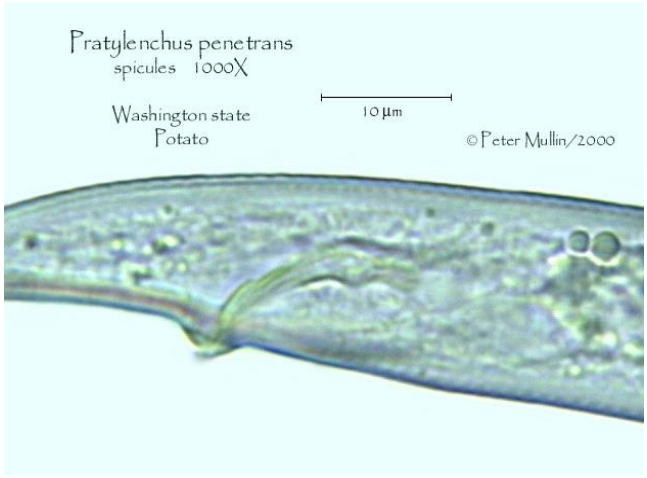


Figure I.10 : Partie antérieure d'un mâle de pratylenchus sp. Présentant des spicules.

I.2. Classification des nématodes phytophages :

Les nématodes sont des métazoaires protostomes à symétrie bilatérale cylindrique ou fusiforme. Leur corps n'est pas métamérisé. La Figure I.11 résume leur position dans le monde animal.

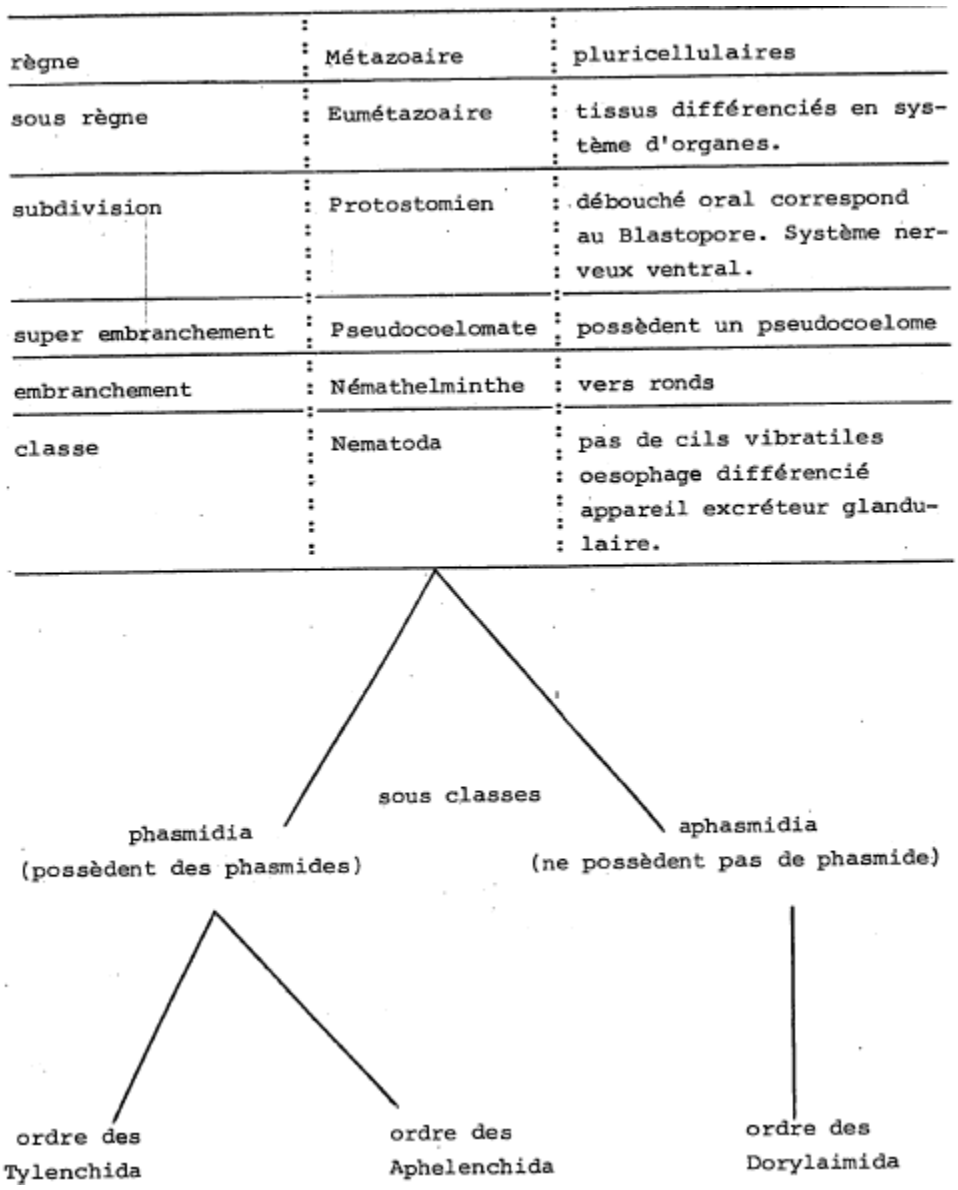


Figure I.11 : Place des nématodes phytoparasites dans le règne animal.

Les nématodes phytoparasites appartiennent à trois ordres : Tylenchida, Aphelenchida et Dorylaimida. Certains nématodes appartenant à ces ordres ne sont pas phytoparasites le tableau 1 indique les caractères permettant de différencier ces trois ordres.

Tableau I.1 : Caractères morphologiques permettant de différencier les trois ordres auxquels appartiennent les nématodes phytoparasites.

Dorylaimida	Tylenchida	Aphelenchida
- Pas de phasmide - Stylet sans boutons basaux.	- Phasmides - Stylet avec boutons basaux.	- Phasmides - Stylet avec boutons basaux.
- Généralement pas d'annelation de la cuticule.	- Annelation de la cuticule	- Annelation de la cuticule
- Oesophage fortement musculariséé pas de bulbe médian.	- Oesophage faiblement musculariséé en 3 ou 4 parties procorpus bulbe médian isthme bulbe basal.	- Oesophage faiblement musculariséé en 3 ou 4 parties procorpus bulbe médian isthme bulbe basal.
- 5 cellules glandulaires.	- Débouché de la glande dorsale situé juste en arrière du stylet.	- Débouché de la glande dorsale situé à l'intérieur du bulbe médian.
	- Généralement 3 cellules glandulaires.	- Généralement 3 cellules glandulaires.

I.3. Classification des nématodes selon le régime alimentaire (groupes trophiques) :

Selon le régime alimentaire des nématodes on distingue plusieurs groupes trophiques qui sont :

- **Les phytophages "obligatoires"** vivent aux dépens des plantes et peuvent engendrer des problèmes de développement du végétal, exemple : *Paratylenchus sp., Tylenchorhynchus sp., Xiphinema sp., Helichotylenchus sp., Longidorus sp., Pratylenchus sp., Heterodera sp., Pratylenchoides sp.,* et *Trophorus sp*
- **Les phytophages "facultatifs"** ne se nourrissent pas exclusivement de végétaux, exemple : *Aphelenchus sp., Tylenchus sp., Ditylenchus sp., Aphelenchoides sp.,* et *Psilenchus*

Les nématodes de ces deux groupes renseignent sur la nature et l'état de la couverture végétale et, éventuellement, le risque de perte de rendement.

- **Les bactérivores** se nourrissent exclusivement de bactéries, exemple : *Rhabditis, Caenorhabditis, Diplogaster, Cephalobus, Alaimus.*
- **Les fongivores** se nourrissent exclusivement de champignons, exemple : *Coslenchus sp., Diphther*.

Les nématodes de ces deux groupes renseignent sur l'état du compartiment microbien du sol, la dynamique de matière organique et le recyclage des nutriments.

- **Les carnivores :** exemple : *Diplogaster, Mononchus, Nygolaimus.*
- **Les omnivores** ont une ressource alimentaire diversifiée, exemple : Certain *Dorylaimidae* (*Dorylaimus*).

Les nématodes de ces deux groupes reflètent les perturbations physiques ou chimiques du milieu.

- **Conclusion :**

En conclusion, les nématodes phytophages sont des organismes vermiformes de petite taille, souvent invisibles à l'œil nu, qui présentent une morphologie en fuseau allongé avec une musculature longitudinale et quelques muscles transversaux. Leur bouche est munie d'un stylet, permettant aux nématodes de perforer les parois des cellules végétales pour se nourrir. Leur tube digestif est simple et se termine par un sphincter musculaire qui les sépare du rectum. Les nématodes se déplacent en effectuant des mouvements sinusoïdaux dans le film d'eau à la surface des particules de sol. La compréhension de la morphologie et de l'anatomie de ces parasites est essentielle pour mieux comprendre leur comportement et leurs interactions avec les plantes hôtes.

CHAPITRE II : ECOLOGIE ET BIOLOGIE DES NEMATODES PHYTOPHAGES

- **Introduction :**

Les nématodes phytophages sont des parasites de plantes qui ont une grande importance économique et écologique en raison de leur impact négatif sur les cultures. Pour comprendre comment ces parasites affectent les plantes, il est essentiel de connaître leur écologie et leur biologie. L'écologie des nématodes phytophages comprend leur répartition géographique, leur abondance dans le sol et leur mode de survie en dehors de leur hôte. Les nématodes phytophages ont développé des adaptations pour survivre dans des conditions environnementales défavorables, tels que leur capacité à se dessécher et à former des kystes de survie. La biologie des nématodes phytophages inclut leur mode de parasitisme, leur cycle de vie et leur mode de reproduction. Les nématodes phytophages ont développé des stratégies de parasitisme complexes pour envahir, se nourrir et se reproduire dans les plantes. Les connaissances sur l'écologie et la biologie des nématodes phytophages sont essentielles pour élaborer des stratégies de lutte efficaces contre ces parasites et minimiser leurs impacts sur les cultures. Dans ce chapitre, nous allons explorer en détail l'écologie et la biologie des nématodes phytophages.

II.1. Ecologie des nématodes phytophages :

II.1.1. La dissémination des nématodes phytoparasites. Les migrations dans le sol :

- **La dissémination passive :** Aux champs, la dispersion des nématodes est principalement consécutive à une dissémination passive. Les nématodes sont transportés par le vent, les eaux d'irrigation et de ruissellement, les hommes et les animaux.
- **La dissémination active :** Une dispersion active de proche en proche peut être observée. Les nématodes peuvent aussi suivre les racines en croissance. Des

propagations de 15 m par an ont été constatées pour *Radopholus similis* dans les plantations d'agrumes.

- **Migrations dans le sol :** Les nématodes se déplacent en effectuant des mouvements sinusoïdaux dans le film d'eau situé à la surface des particules de sol. Bien qu'ils puissent se déplacer spontanément, leur déplacement est amplifié en présence de stimuli extérieurs tels que la présence d'une plante hôte. Les juvéniles de Meloidogyne sont capables de parcourir une distance impressionnante de 50 cm dans le sol en seulement 9 jours pour atteindre les racines d'un plant de tomate.

II.1.2. Les facteurs influençant la répartition des nématodes phytoparasites :

- **Les plantes hôtes** : Les nématodes phytophages sont des parasites obligés. Cela signifie que pour survivre, compléter leur développement et se reproduire ils doivent se nourrir sur les racines ou les parties aériennes d'une plante vivante. Certains ont une gamme d'hôtes très limitée alors que d'autres sont très polyphages.
- **Les paramètres climatiques :** Les conditions climatiques : température, précipitations, ensoleillement influencent la répartition des espèces végétales donc indirectement celle des nématodes phytoparasites.
  Ces facteurs ont aussi des effets directs sur ces parasites**.**

- **Les paramètres physico-chimiques du sol :** Le sol est le milieu de vie des nématodes phyto-parasites. La texture, les composants minéraux, l'humidité, l'aération, le pH, la matière organique… sont les paramètres qui influencent les nématodes.

Exemple d'effet des paramètres physico-chimiques du sol sur les nématodes : Influence de la texture sur l'activité et la répartition de nématode :

La texture a une influence sur la taille des pores et sur l'épaisseur du film d'eau situé à la surface des particules dans lesquels se déplacent les nématodes. Il faut que les

pores soient suffisamment larges et que le film d'eau ne soit ni trop épais ni trop mince pour que les nématodes puissent se déplacer.

Tableau II.1 : Migration des juvéniles de *M. incognita* vers des racines de tomate dans 5 différents types de sols

Type de sol	% d'argiles + % de limons	% de migrations
1	14,0	31,5
2	22,1	12,6
3	25,2	9,5
4	32,7	0
5	42,0	0

II.1.3. Les formes de conservation des nématodes :

En milieu défavorable (dessiccation, absence d'hôte, basse température …), les nématodes pour assurer leur survie se conservent sous différentes formes :

- Des larves en **diapause** ou **quiescente**, lorsque les conditions redeviennent favorables, ces larves reprennent leurs activités, c'est le phénomène de **reviviscence.** Les larves à l'état quiescent ont un tégument plus épais, qui résulte parfois de conservation de la mue précédente. Cet état caractérise : le **2ème et le 3ème stade** larvaire de *Anguina tritici* **; le 4ème stade** larvaire de *Ditylenchus dipsaci*.
- **L'enkystement :** Chez les nématodes à kystes du genre Heterodera et Globodera, l'enkystement est une stratégie de conservation qui se produit après la fécondation de la femelle. Une petite quantité d'œufs est expulsée à l'extérieur de la femelle, tandis que le reste des œufs se développent dans son corps. Après la ponte, la femelle meurt et son tégument (cuticule) devient brun foncé et forme une coque protectrice pour les œufs restés dans son corps. Ce kyste peut protéger les œufs pendant de nombreuses années et résister à la température, la

sécheresse et l'asphyxie. Dans les zones tempérées, les kystes peuvent rester viables pendant 15 à 20 ans.

- **L'anhydrobiose :** est une forme de conservation observée chez les larves de certaines espèces telles que les larves (l2) de *Meloidogyne* en milieu sec, c'est une stratégie rapide de déshydratation qui génère la perte d'eau lentement et c'est un changement dans la perméabilité de la cuticule.
- **Le sac gélatineux :** qui protège les œufs comme chez les *Meloidogyne*, *Heterodera* et *Tylenchulus semipenetrans*, finit par devenir une enveloppe protectrice rigide jouant un rôle identique à celui du kyste bien qu'il soit de nature différente.

II.2. Biologie des nématodes phytoparasites :

II.2.1. Les différents modes de parasitisme :

Selon le mode de nutrition les nématodes phytophages sont classés en quatre catégories :

- **Les ectoparasites :** Ils ne pénètrent jamais dans les racines. Ils se nourrissent sur les cellules se trouvant à la périphérie ou à l'apex des racines. Ils sont capables de se déplacer d'une racine à une autre. Les *Trichodorus*, les *Lonqidorus* et les *Xiphinema* font partie de ce groupe.
- **Les endoparasites migrateurs :** Deviennent adultes et pondent toujours à l'intérieur des tissus végétaux, le plus souvent dans les racines mais aussi pour quelques espèces, dans les feuilles, les tiges et les inflorescences s'y déplacent peuvent en ressortir et changer de racine. Tel que : *Aphelenchoides*, Ditylenchus *dipsaci* et *Anguina tritici*
- **Les endoparasites sédentaires :** Ils pénètrent totalement dans la racine s'y fixent et ne quittent plus le site choisi. Les Meloidogyne, les Heterodera sont des endoparasites.
- **Les semi-endoparasites :** Ils se fixent en un point de la racine. Seule une partie du corps, la tête, pénètre dans la racine, le reste du corps reste à l'extérieur. Exemple : *Tylenchorhynchus, Tylenchulus semipenetrans et Rotylenchulus*.

II.2.2. Les différents modes de reproduction :

La reproduction des nématodes phytoparasites se fait selon deux modes :

a) reproduction sexuée, la femelle est fécondée par le mâle.

b) parthénogénèse, les œufs se développent sans fécondation.

Chez les espèces à reproduction sexuée les males sont aussi nombreux que les femelles. Chez les espèces parthénogénétiques les males sont rares et manquent quelquefois totalement. La présence de la vulve d'une part, des spicules et des ailes caudales d'autre part permettent de différencier assez facilement les deux sexes.

- **L'amphimixie :** C'est la vraie reproduction sexuée au cours de laquelle il y a fusion d'un gamète male et d'un gamète femelle. La plupart des nématodes sont bisexués car pour chaque espèce les femelles et les males sont facilement reconnaissables par leurs caractères sexuels. Les espèces pour lesquelles les mâles et les femelles sont en nombres approximativement égaux se reproduisent par amphimixie.
- **L'automixie ou autofécondation :** elle se rencontre chez les nématodes hermaphrodites qui produisent les deux types de gamètes (spermatozoïde et ovule).
- **La pseudogamie :** L'ovule est activé par l'intrusion d'un spermatozoïde qui reste ensuite inactif. Il n'y a pas de fusion nucléaire.
- **La parthénogénèse :** l'ovule se développe sans aucune intervention du spermatozoïde.



Figure II.1 : Développement embryonnaire de ***Scutellonema cavenessi.***

A : *œufs lors de la ponte,* ***B*** *: stade* 2 *cellules,* **C** : *stade* 4 *cellules,* ***D*** *: stade* 5 *cellules,* ***E*** : *stade Gastrula,* ***F*** : *juvénile de stade* 2 *dans l'œuf,* **G** : *juvénile de stade* 2 *après éclosion.*

- **Conclusion :**

En conclusion, la compréhension de l'écologie et de la biologie des nématodes phytophages est cruciale pour élaborer des stratégies de gestion intégrée des maladies des plantes causées par ces parasites. Les nématodes phytophages présentent une grande diversité en termes de forme de conservation, de répartition géographique et de mode de parasitisme, ce qui nécessite des approches de gestion spécifiques pour chaque espèce. Les connaissances sur le cycle biologique et le mode de reproduction sont également importantes pour déterminer les périodes optimales de contrôle. Enfin, la compréhension des interactions complexes entre les nématodes phytophages, les plantes hôtes et l'environnement est essentielle pour concevoir des stratégies durables et efficaces de gestion des maladies des plantes.

Chapitre III : Symptômes et Dégâts dus aux nématodes phytopathogènes.

- **Introduction :**

Le développement de la population des nématodes phytopathogènes peut conduire à des pertes économiques importantes dans les cultures. Les nématodes peuvent infecter les racines, les tiges et les feuilles des plantes, ce qui peut se traduire par des symptômes variés, tels que des retards de croissance, des chloroses, des nécroses, des déformations, des rabougrissements, etc. La sévérité des dommages dépend de l'espèce de nématode, du type de plante hôte, du stade de développement de la plante, de la densité de la population de nématodes et des conditions environnementales. Dans ce chapitre, nous allons examiner en détail les symptômes et les dommages causés par les nématodes phytopathogènes.

III.1. Symptômes et dégâts dus aux nématodes :

Les attaques des nématodes entraînent des symptômes typiques sur les plantes :

- Flétrissement
- Nanisme
- Jaunissement
- Déficience nutritive
- Distribution en plages dans champs

Les attaques des nématodes sont de deux types :

- ✓ **Actions directes des nématodes** c'est une action mécanique grâce au **Stylet** et une action chimique due à la Salive (enzyme, toxines) les deux entraînent :
  - Déformations
  - Mort cellule, tissus, taches brunes
  - Altération de la physiologie qui se résume en :
    - ➢ Arrêt croissance

- Prolifération de radicelles
- Formation de Galles
- Diminution de la capacité d'absorption des racines engendrant :
  - Diminution vigueur des plantes et un nanisme
  - Fanaison, dépérissement
  - Diminution du rendement

✓ **Actions indirectes** il s'agit de :

- Transmission de maladie virale comme les nématodes de l'ordre des Dorylaimida représenté par les genres « *Xiphinema*, *Longidorus* et *Trichodorus* »
- Synergisme avec d'autres agents pathogènes, blessures provoquées par leurs stylets prédisposes les plantes à des attaques de bactéries et champignons pathogènes, ex. Complexe *Pratylenchus penetrans* et *Verticillium* sur pomme de terre et complexes *Meloidogyne et Pseudomonas* sur tomate.

III.2. Exemple de maladies, dégâts et symptômes en fonction des nématodes :

III.2.1. Maladies dues aux attaques de *genre Meloidogyne :*

A- Position systématique :

Règne :	Animalia
Embranchement :	Nematoda
Classe :	Secernentea
Sous-classe :	Diplogasterida
Ordre :	Tylenchida
Famille :	*Heteroderidae*
Genre :	*Meloidogyne*

(Goldi 1877)

Nom Commun : nématodes *à galle(s)* ou *anguillule des racines* ou *nématodes des nodosités des racines* ou encore *nématodes des racines noueuses (Root-knot nematodes)*

B- Morphologie :

Le genre Meloidogyne se distingue par une différence sexuelle très marquée. Les femelles ont une forme en poire ou en boule et sont de couleur blanchâtre, atteignant un diamètre de 1 à 1,5 mm, ce qui les rend visibles à l'œil nu. Leur stylet mince mesure 12 à 15 µm de long. Les mâles, quant à eux, ont une forme allongée et vermiforme, mesurant 2 mm de long et 30 µm de diamètre avec une queue arrondie. Ils possèdent un stylet très robuste à l'extrémité antérieure de leur corps, dont la longueur varie de 18 à 25 µm selon les espèces. Les juvéniles ont une forme filiforme et mesurent environ 400 µm de long pour 10 µm de diamètre. Ils sont dotés d'un stylet de 9 à 16 µm de long (Figure III.2).

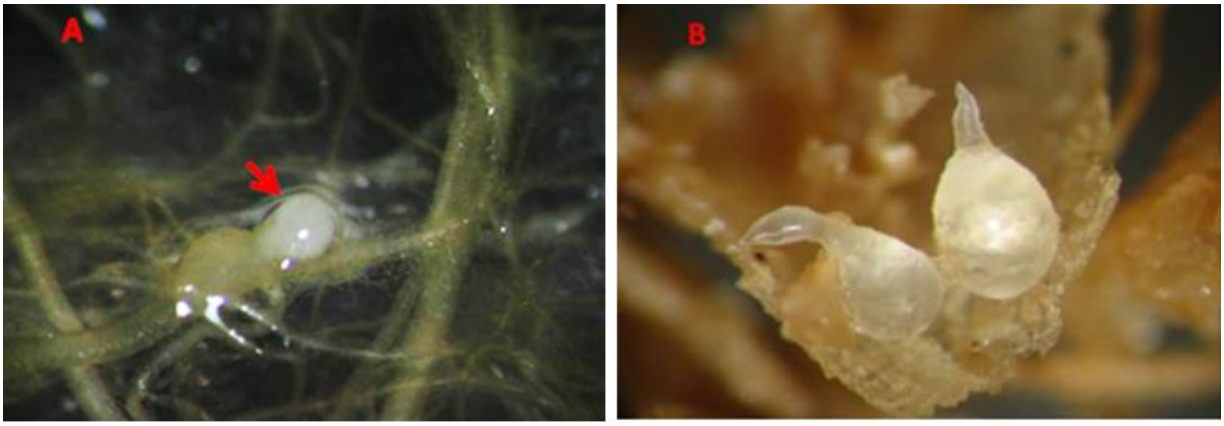


Figure II.1 : Femelles matures de nématodes à galles *Meloidogyne javanica*.
(A) : Sur des racines d'Arabidopsis ; grossissement X4 et (B). Sur tomate grossissement X5

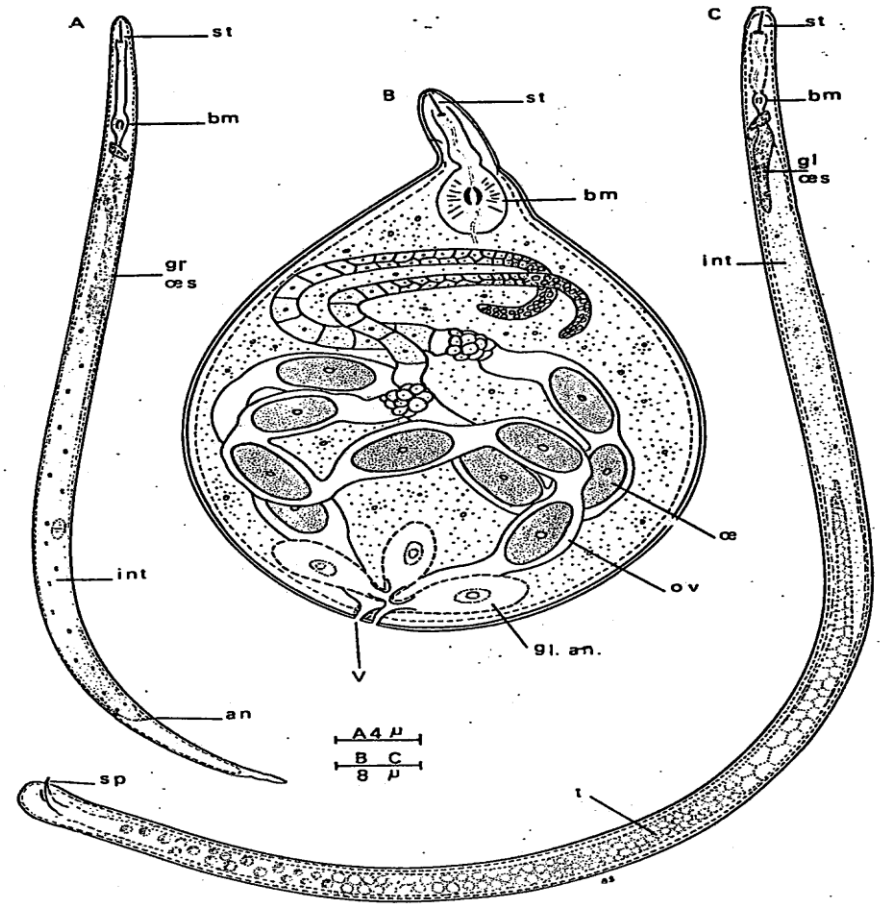


Figure III.2 : Morphologie des nématodes du genre *Meloidogyne*.

A: juvénile de 2ème stade ; **B:** femelle adulte ; **C:** mâle adulte ; **St:** stylet ;**bm :** bulbe médian ; **gl.oes:** glande basale de l'œsophage ; **int:** intestin ; **œ :** œuf ;**OV:** ovaire ; **gl. an:** glandes anales ; **v :** vulve ; **sp :** spicules copulateurs ; **T:** testicules ; **An**: anus

C- Biologie :

Les nématodes du genre *Meloïdogyne* ont un cycle de développement relativement rapide, qui peut durer de trois semaines à trois mois. Dans le sol, les seuls stades libres sont les œufs et les larves de second stade (L2), qui représentent le stade infestant et vont coloniser les racines en y installant un site nourricier, grâce à leur stylet pour se nourrir. Les larves de deuxième stade (L2) vont ensuite se développer en réalisant trois mues successives (voir Figure III.1). Les femelles adultes produiront ensuite des œufs qui vont être expulsés hors de la racine et se retrouver dans le sol, où ils pourront survivre plusieurs années en attendant un hôte approprié (Figure III.3).

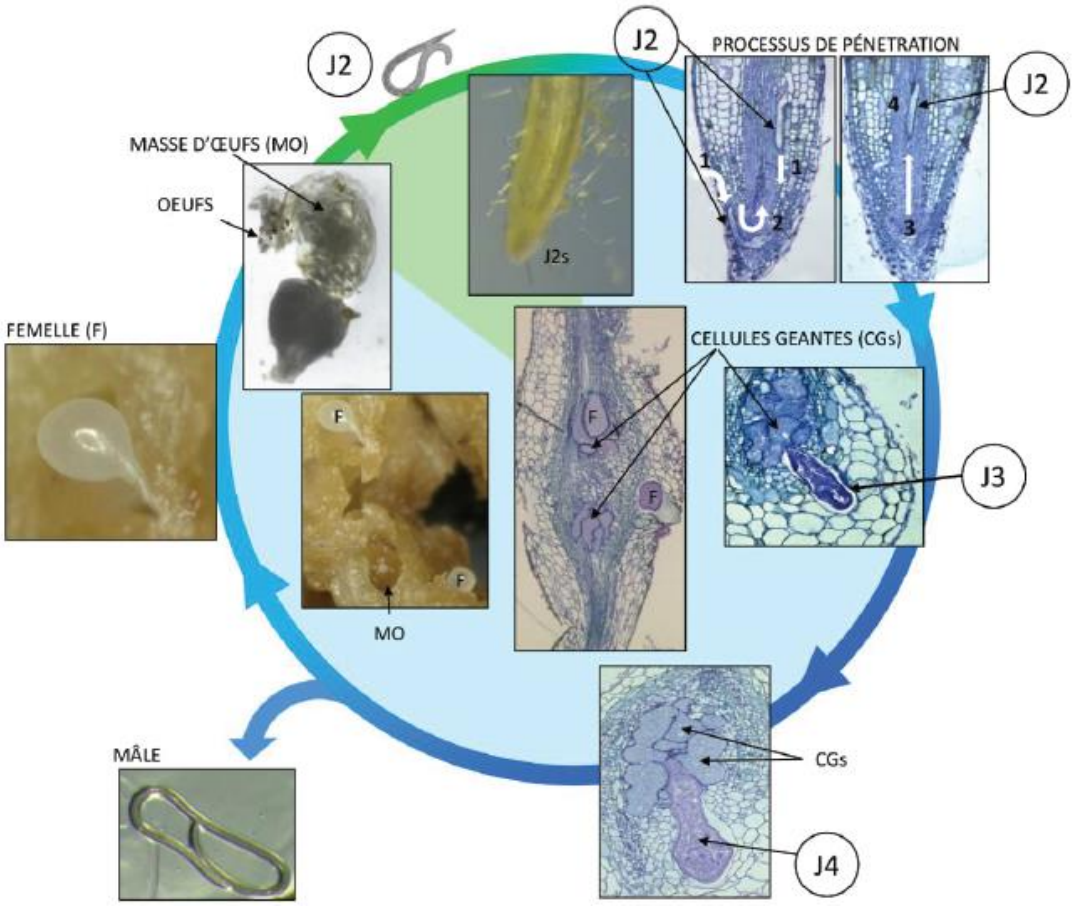


Figure III.3 : Cycle biologique des nématodes du genre *Meloidogyne.*

D- Ecologie :

Les nématodes à galles, en particulier le genre *Meloidogyne*, sont des organismes nuisibles majeurs pour les plantes cultivées. Leur présence est répandue dans les régions intertropicales ainsi que dans les zones tempérées chaudes, et ils sont capables de se développer dans tous les types de sols. Cependant, les sols sableux sont plus propices à leur multiplication. Les nématodes à galles sont sensibles à l'humidité élevée, qui peut inhiber l'éclosion des œufs et ralentir le développement des J2, les stades juvéniles des nématodes. De plus, une température de 30°C est nécessaire pour que le cycle de développement des Meloidogyne puisse s'accomplir, avec une température optimale pour l'éclosion et le développement des J2 située entre 25 et 30°C.Les nématodes à galle sont très polyphages. Ils s'attaquent à plusieurs plantes hôtes (tomate, pastèque, melon, courge, courgette).

E- Symptômes :

Les symptômes causés par les nématodes à galles, notamment les Meloidogyne, sont principalement caractérisés par la formation de galles sur les racines des plantes hôtes. Ces galles peuvent varier en taille, allant de petites excroissances sur les radicelles à des masses volumineuses qui envahissent l'ensemble du système racinaire. En plus de la formation de galles, les nématodes à galles peuvent causer des lésions dans les vaisseaux conducteurs des racines, ce qui peut affaiblir la plante hôte et la rendre plus vulnérable aux attaques de champignons et d'autres pathogènes. Les symptômes des infestations de nématodes à galles varient en fonction de l'espèce de nématodes, de l'espèce végétale hôte et des conditions environnementales.

III.2.2. Maladies dues aux attaques des nématodes à kyste (genre *Heterodera* et *Globodera*) :

A- Position systématique :

Règne : Animalia
Embranchement : Nematoda
Classe : Secernentea
Ordre : Tylenchida
Famille : Heteroderidae
Genre : *Heterodera*

B- Morphologie :

En effet, les nématodes à kyste du genre Heterodera se caractérisent par un dimorphisme sexuel bien visible. Les femelles d'Heterodera avenae sont globuleuses tandis que les mâles sont filiformes et mesurent environ 1460 µm de long. Les larves de deuxième stade (L2) quant à elles sont également filiformes et ont une longueur d'environ 490 à 600 µm. Cette différence morphologique entre les sexes est un trait commun chez les nématodes phytopathogènes et peut aider à leur identification.



Figure III.4 : Larve L2 *d'Heterodera avenae*.

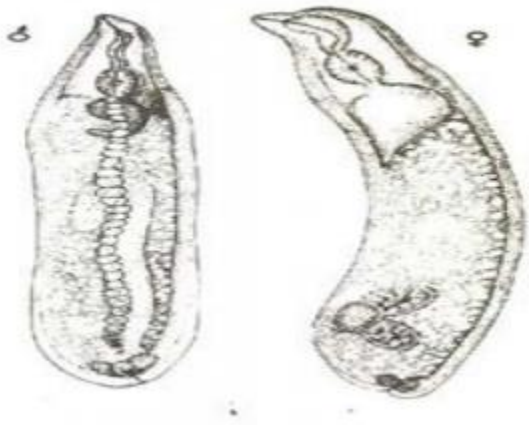


Figure III.5 : Larves L3 mâle et femelle *d'Heterodera*.

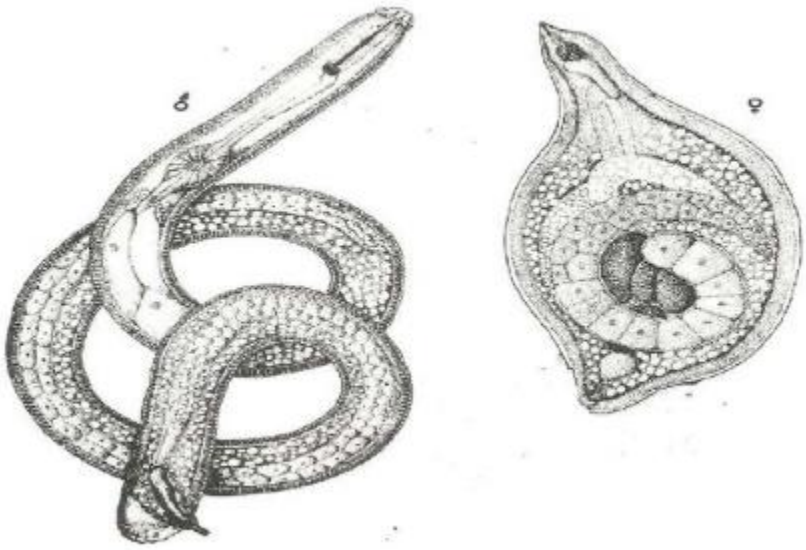


Figure III.6 : Mâle et femelle adulte *d'Heterodera*.

C- Biologie :

Les nématodes à kyste du genre Heterodera ont un cycle de reproduction sexuée. Le stade de repos, appelé kyste, contient des œufs qui éclosent en présence d'exsudats racinaires émis par la plante hôte. Les larves de deuxième stade (L2) infectieuses pénètrent dans les tissus racinaires, subissent trois mues et se développent en mâles ou en femelles. Les femelles prennent la forme d'un sac enflé attaché aux racines de la plante, tandis que les mâles migrent dans le sol pour fertiliser les femelles. Après la copulation, les femelles gonflent en raison de la croissance des œufs à l'intérieur de leur corps. Lorsque les femelles meurent, leur corps se durcit et forme un kyste qui contient jusqu'à 500 œufs et peut rester dans le sol pendant plus de 20 ans. Le cycle complet dure de 8 à 10 semaines en fonction des conditions environnementales et de la plante hôte.

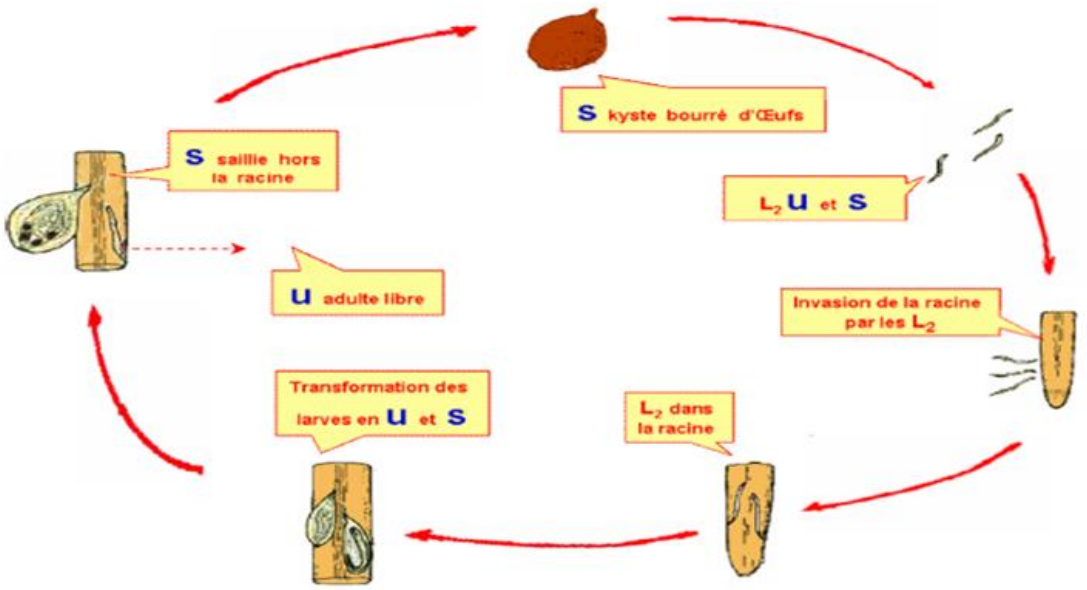


Figure III.7 : Cycle biologique des *Globodera*.

D- Ecologie :

Le nématode **Heterodera avenae** est présent dans toutes les régions tempérées productrices de céréales, telles que l'Europe, l'Inde, la Russie, le Japon, l'Australie, le Canada et les États-Unis. Il s'agit d'un parasite des racines de céréales qui se présente sous la forme d'un kyste. De même, le nématode **Heterodera schachtii** est responsable des dommages causés aux racines de la betterave. Les nématodes **Globodera,** quant à eux, ont été disséminés à travers le monde grâce à la culture de la pomme de terre, et sont présents sur tous les continents, y compris en Algérie. Les principaux hôtes de ces nématodes sont la pomme de terre, la tomate et l'aubergine, avec environ 90 espèces du genre Solanum identifiées comme hôtes de **Globodera**. Enfin, il est à noter que le nombre de kystes est plus important dans les sols sablonneux ou tourbeux que dans les sols argileux.

E- Symptômes :

Les signes préliminaires de l'infection sont une croissance retardée et une végétation faible, qui peuvent apparaître sous forme de taches au milieu d'une culture en apparence normale. Si l'attaque est sévère, les feuilles inférieures flétrissent et le feuillage supérieur se décolore et s'enroule. Lorsqu'une plante infectée est arrachée, on

peut observer que les racines brunissent et se ramifient anormalement. En outre, les tubercules produits sont petits et peu nombreux, entraînant une faible récolte.

III.2.3. Maladies dues aux attaques de *genre Ditylenchus* (nématode des tiges et du bulbe) :

A- Introduction :

Ditylenchus dipsaci, communément appelé l'anguillule des tiges et des bulbes, est un nématode présent dans de nombreuses régions du monde. Cette espèce est particulièrement préjudiciable aux cultures de légumes tempérés tels que l'oignon, l'ail, le poireau, la ciboulette, l'échalote, les pois, la betterave, la carotte, le céleri, la tomate et le concombre.

B- Position systématique :

Règne : Animalia
Sous règne : Métazoa
Embranchement : Nemathelmintha
Classe : Nematoda
Sous classe : Secernentae
Ordre : Tylenchida
Famille : Tylenchidae
Sous famille : Tylenchinae
Genre : *Ditylenchus*

Noms communs: stem nematode, stem and bulb eelworm, onion bloat (anglais)
Nématode des tiges (bulbes) (français).

C- Morphologie :

Les nématodes appartenant au genre Ditylenchus ont une taille moyenne comprise entre 0,8 et 1,33 mm. Leur stylet buccal est court et fin, mesurant en moyenne de 9 à 11 u. La glande œsophagienne ne recouvre pas l'intestin, et leur queue est effilée. Leur

tête est aplatie et présente des lèvres bien marquées. Chez la femelle, la vulve est située à l'arrière du corps et est associée à un gros ovaire.

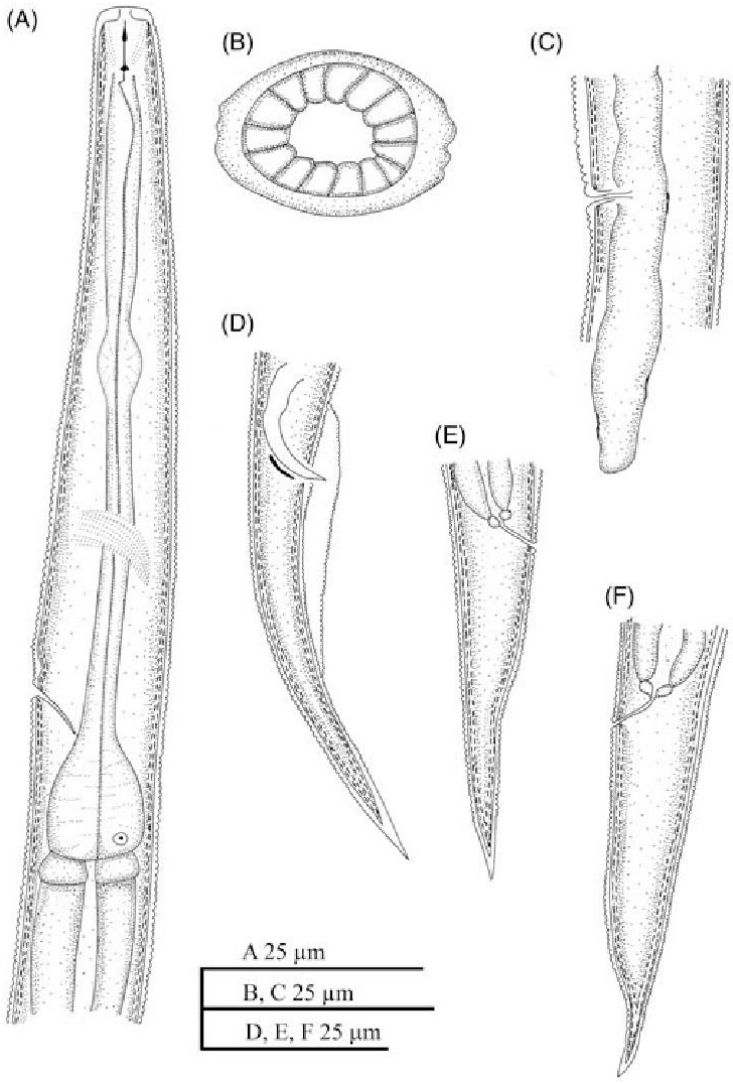


Figure III.8 : Morphologie de *Ditylenchus acutus*.

A : extrémité antérieure ; B : coupe transversale du corps ; C : sac utérin post-vulvaire ; D : extrémité postérieure masculine ; E, F : extrémité postérieure féminine.

D- Biologie :

Les nématodes du genre Ditylenchus, communément appelés « Anguillules des tiges », se développent sur les parties aériennes des plantes, telles que les tiges et les feuilles. Ils pénètrent la plante par les stomates et se développent dans les espaces intercellulaires des parenchymes. Les femelles fécondées pondent plusieurs centaines d'œufs dans la plante. Le cycle de vie comprend 4 stades larvaires séparés par des mues, dont la première s'effectue dans l'œuf. À 15°C, il faut environ 5 jours pour que la larve du 2ème stade émerge de l'œuf, suivie du 3ème stade (3 jours), du 4ème stade (4 à 5 jours), et enfin des adultes qui apparaissent de 9 à 11 jours après l'éclosion des œufs. La femelle peut pondre en moyenne de 200 à 500 œufs. Plusieurs générations se succèdent dans les tissus de la plante et se chevauchent rapidement. Les sexes sont séparés et la fécondation est obligatoire.

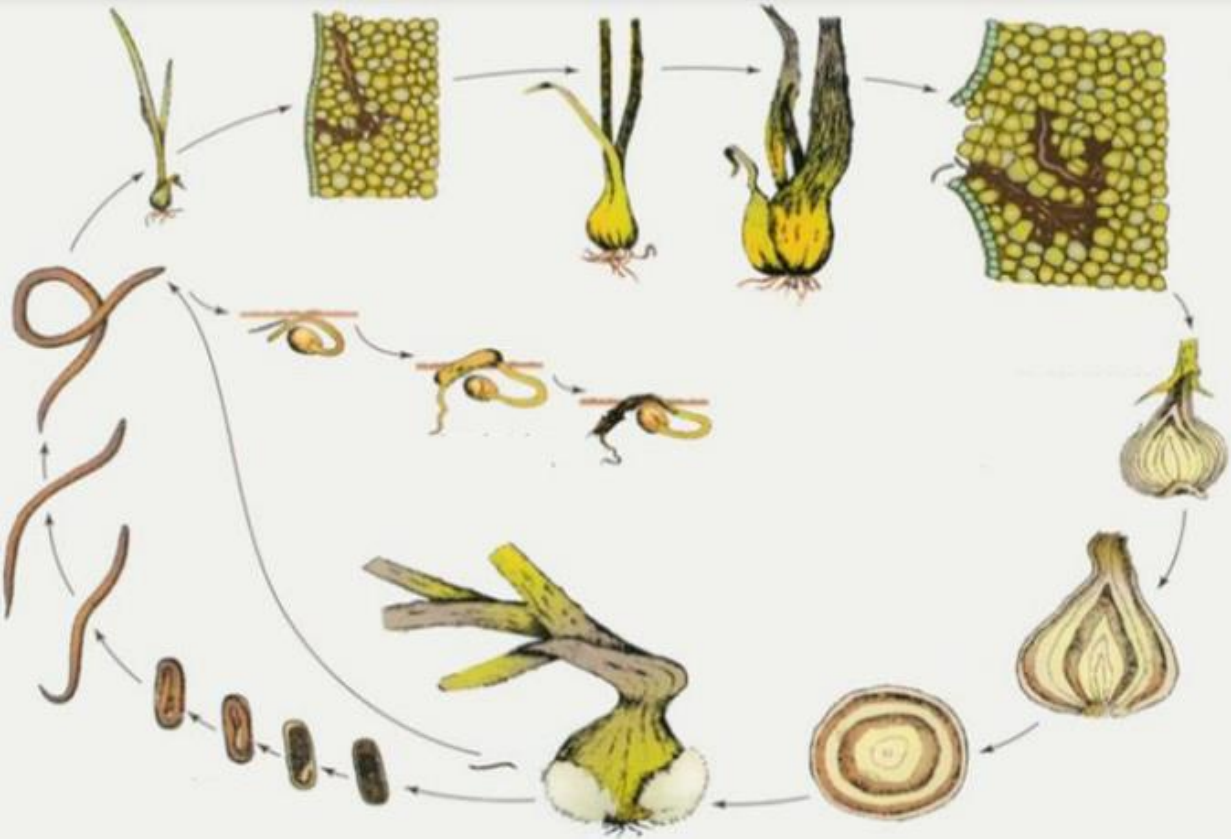


Figure III.9 : Cycle biologique de *Ditylenchus* (Agrios, 2005).

E- Ecologie :

En effet, *Ditylenchus dipsaci* est une espèce polyphage qui peut infecter un grand nombre de plantes hôtes, notamment les graminées, les cultures maraîchères, les légumineuses, les liliacées, les plantes spontanées et ornementales. Ces nématodes peuvent survivre dans le sol pendant plusieurs années en absence de la plante hôte, sous forme d'agrégats qui sont des masses de larves retenues serrées entre elles pour survivre à des conditions défavorables. Cela les rend particulièrement résistants aux conditions défavorables et permet leur survie dans le sol pendant des périodes prolongées.

F- Symptômes :

Chez les pois, les tiges peuvent présenter des gonflements et des déformations, les feuilles se recroquevillent et se nécrosent, tandis que les gousses restent petites et renferment peu de graines. Pour les carottes, on observe des déformations et des fissures sur les racines, ainsi qu'une coloration rougeâtre. Chez les tomates, les plantes présentent un retard de croissance et des feuilles jaunies, tandis que les fruits sont petits et mal formés. En général, les plantes infectées ont un aspect rabougri et une croissance ralentie. Dans les cas graves, l'infestation peut entraîner la mort de la plante.

III.2.4. Maladies dues aux attaques de *genre Pratylenchus* :

A- Position systématique :

Règne : Animalia
Embranchement : Nemata
Classe : Secernentea
Ordre : Tylenchida
Famille : Pratylenchidae
Genre : *Pratylenchus*

B- Morphologie :

Les Paratylenchus sont des nématodes qui vivent dans le sol, dans la rhizosphère des plantes, et se nourrissent de racines, de champignons et d'autres micro-organismes présents dans le sol. Ils peuvent être bénéfiques pour les plantes en stimulant leur croissance et leur résistance aux maladies, mais certaines espèces peuvent également être pathogènes et causer des dommages aux cultures.

Les Paratylenchus sont largement distribués dans le monde entier, mais sont plus courants dans les zones tropicales et subtropicales. Il existe plus de 200 espèces décrites de ce genre de nématodes.

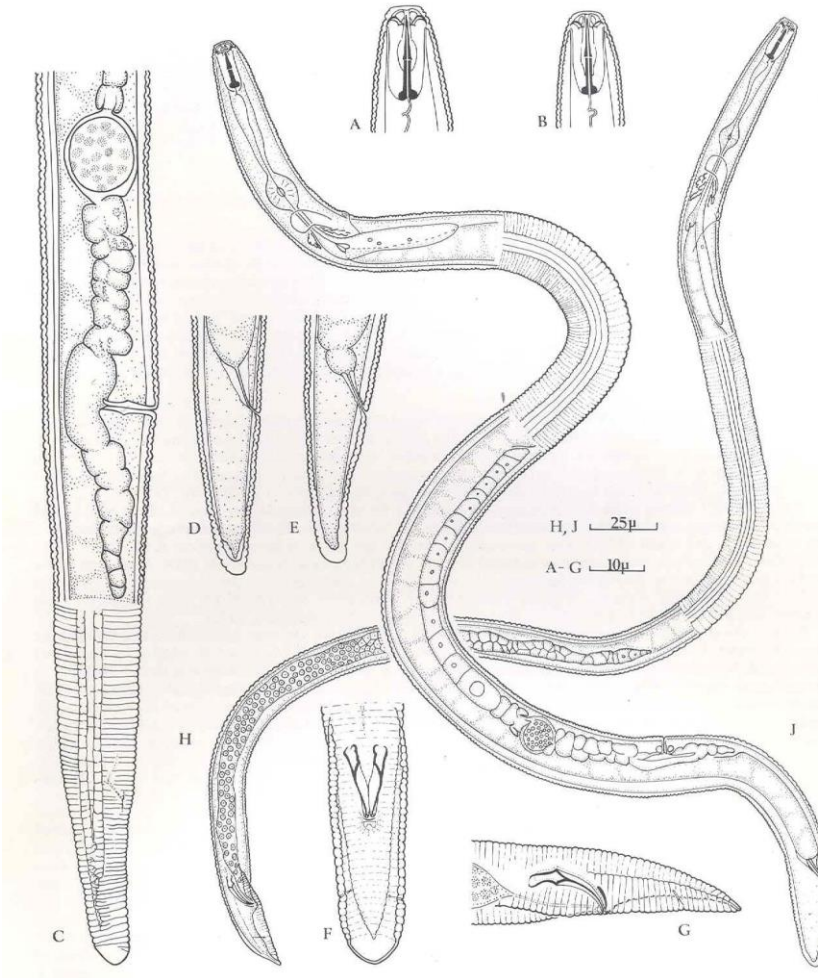


Figure III.10 : Morphologie de *Pratylenchus*.

A, C, D, E, J = femelle ; B, F, G, H = mâle

C- Biologie :

Les lésions causées par les Pratylenchus peuvent affaiblir les plantes et réduire leur croissance, leur développement et leur rendement. Les racines infectées sont également plus susceptibles d'être attaquées par des pathogènes secondaires. Les plantes affectées par les Pratylenchus peuvent présenter des symptômes variés tels que la chlorose, le flétrissement, le dépérissement, la réduction de la taille des feuilles, la nécrose des racines et la chute des feuilles. Les plantes cultivées telles que le soja, le coton, le maïs, la pomme de terre, les agrumes, les bananes et les plantes ornementales peuvent être affectées par les Pratylenchus. Les populations de Pratylenchus peuvent être contrôlées par l'utilisation de méthodes de lutte intégrée, telles que la rotation des cultures, la gestion de la fertilité du sol, l'utilisation de variétés résistantes, l'utilisation de nématocides et le traitement des semences.

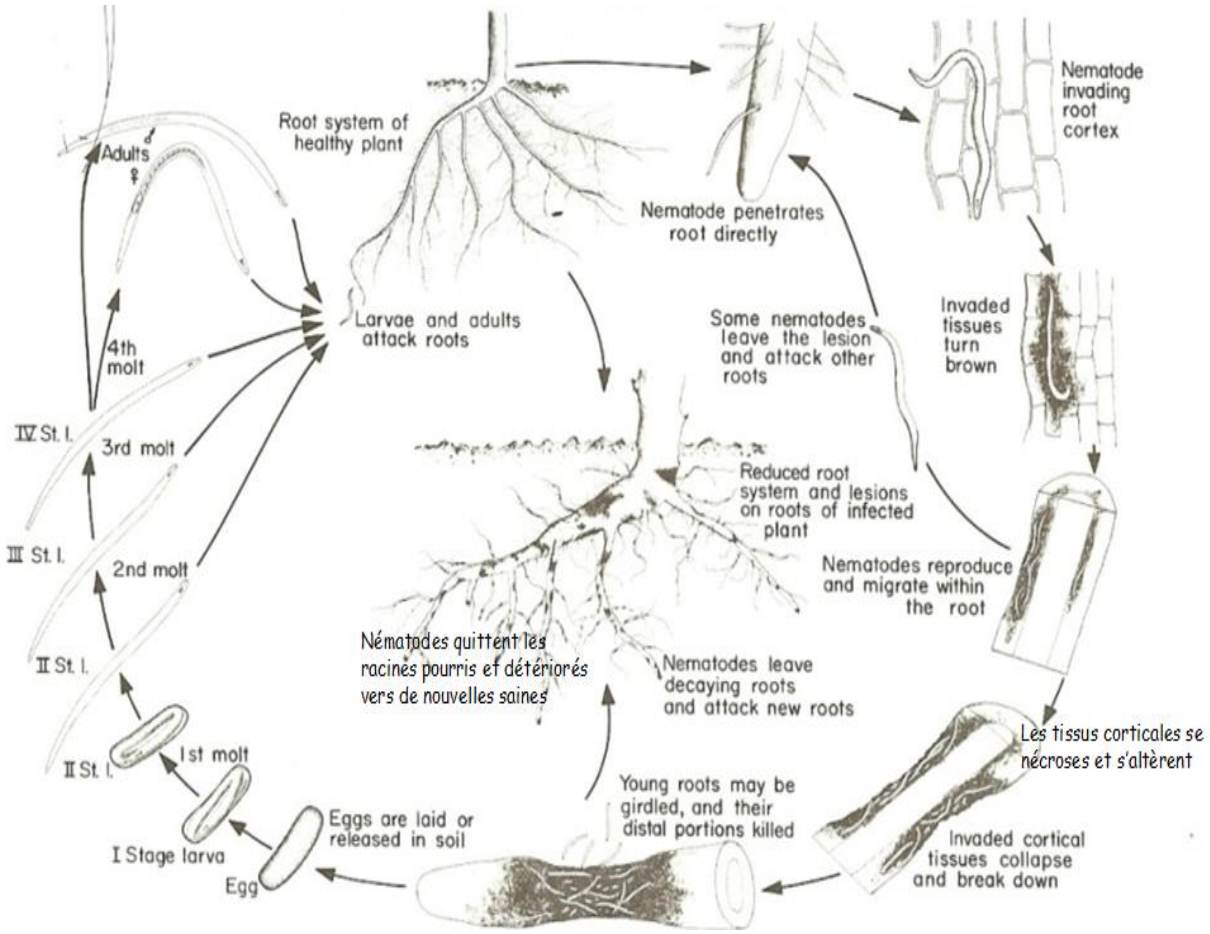


Figure III.11 : Cycle biologique de *Pratylenchus*.

D- Ecologie :

La pérennité des arbres fruitiers et l'enracinement profond donne très rarement l'examen des racines. Parmi les nématodes, le genre Pratylenchus est très nuisible sur ces cultures *Pratylenchus ssp*. Comprend environ 70 espèces de distribution mondiale qui parasitent une grande variété de plantes.

Parmi les espèces inféodées aux arbres fruitiers nous citons :

- ***P.penetrans*** : Espèces polyphage, rencontrée sur pêcher, cerisier, prunier, amandier et pommier. Elle préfère les sols légers et riches en matière organique et humide. Elle est très sensible aux hautes températures
- ***P.vulnus :*** Polyphage attaque souvent le cerisier et peut se rencontrer sur pêcher prunier poirier et figuier. Elle est plus exigeante en T° que la précédente.
- ***P.crenatus :*** Elle se trouve en association avec *P.penetrans*, donc sur les mêmes hôtes et dans les mêmes conditions.
- ***P.neglectus :*** Elle se trouve très abondante dans les sols lourds. Elle présente des facultés d'adaptation très large donc sa répartition est vaste. Elle s'attaque au pêcher, prunier et cerisier.

E- Symptômes :

Les endoparasites migrateurs comme *Pratylenchus* endommagent les racines en se déplaçant à l'intérieur pour se nourrir : créent des lésions qui apparaissent extérieurement sous forme de petites lésions de couleur rouge violacé foncé. Ces lésions peuvent s'élargir jusqu'à former des zones nécrosées de couleur noir violacé qui s'étendent généralement à l'ensemble du cortex.

Outre les dommages directs, (les lésions et nécroses) les nématodes sur les racines créent des conditions propices pour que des champignons parasites secondaires envahissent les racines tel est le cas pour *(Fusarium* spp., *et Rhizoctonia* spp.).

III.2.5. Maladies dues aux attaques de genre *Tylenchulus* (nématodes des agrumes) :

A- Position systématique :

Règne : *Animalia*
Sous règne : *Métazoa*
Embranchement : *Nemathelmintha*
Classe : *Nematoda*
Sous classe : *Secernentae*
Ordre : *Tylenchida*
Super Famille : Criconematoidea,
Famille : Tylenchulidae
Genre : *Tylenchulus semipenetrans*

Noms communs : nématode du citrus, citrus nématode

B- Morphologie :

Tylenchulus semipenetrans est un nématode des agrumes qui affecte les racines des arbres fruitiers. Les femelles mesurent en moyenne 0,6 à 0,8 mm de long, tandis que les mâles sont plus petits avec une longueur de 0,4 à 0,5 mm. Les larves sont de petite taille, mesurant environ 0,5 à 0,85 mm de long. La vulve chez la femelle est située de manière sub-terminale et les œufs sont déposés dans une matrice. Le pore excréteur se trouve postérieurement juste en face de la vulve. Le stylet mesure en moyenne 25 µm et est souvent absent ou atrophié chez les mâles. La glande œsophagienne ne recouvre pas l'intestin. Ce nématode se nourrit des racines des arbres fruitiers, provoquant des lésions et une nécrose du système racinaire.

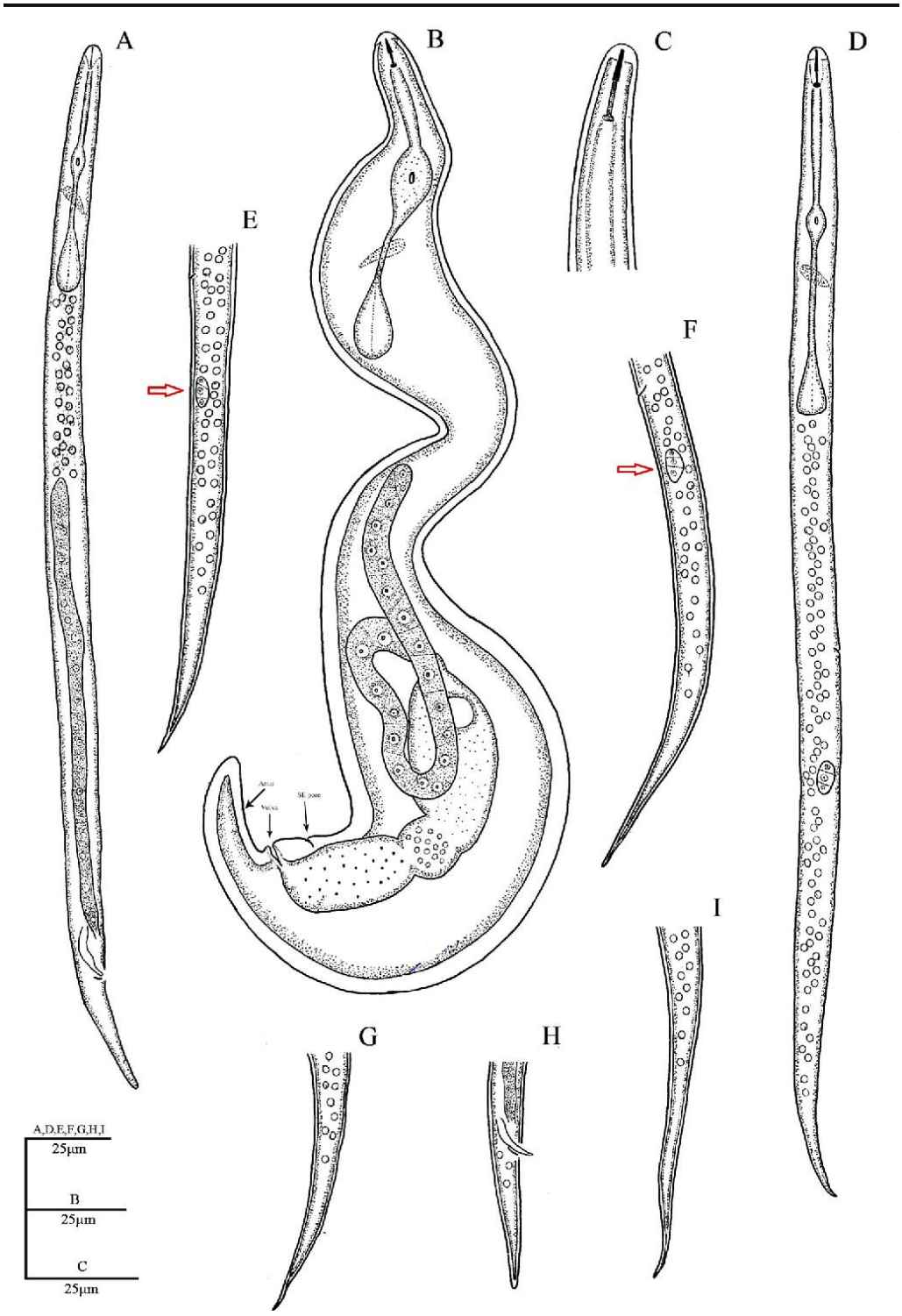


Figure III.12 : Tylenchulus *semipenetrans*.

A : un mâle entier ; b : Femelle entière [anus, vulve et pore excréteur sécrétoire (pore SE) indiqué par une flèche] ; c : Extrémité antérieure du juvénile ; d : Juvénile (J2) ; e, f, g, i : extrémité postérieure.

C- Biologie :

Les espèces de *Tylenchulus semipenetrans* ont une reproduction parthénogénétique, c'est-à-dire qu'elles peuvent se reproduire sans l'intervention d'un mâle. La femelle pond des œufs agglomérés dans une substance gélatineuse secrétée par elle-même. Les œufs éclosent peu de temps après dans le sol et les larves mâles et femelles peuvent être distinguées à partir du deuxième stade larvaire (L2). Les mâles atteignent leur maturité sexuelle en une semaine et sont dépourvus de stylet, mais peuvent survivre dans le sol en utilisant leurs réserves. Les larves femelles vivent également en ectoparasites sur les racines jusqu'au stade de jeunes femelles, où elles pénètrent ensuite profondément dans les tissus de l'hôte en utilisant leur stylet pour se nourrir et pondre des œufs. Le nombre d'œufs pondus par une femelle peut varier de 75 à 100 et la durée du cycle de vie dépend de la température, avec une moyenne de 6 à 8 semaines.

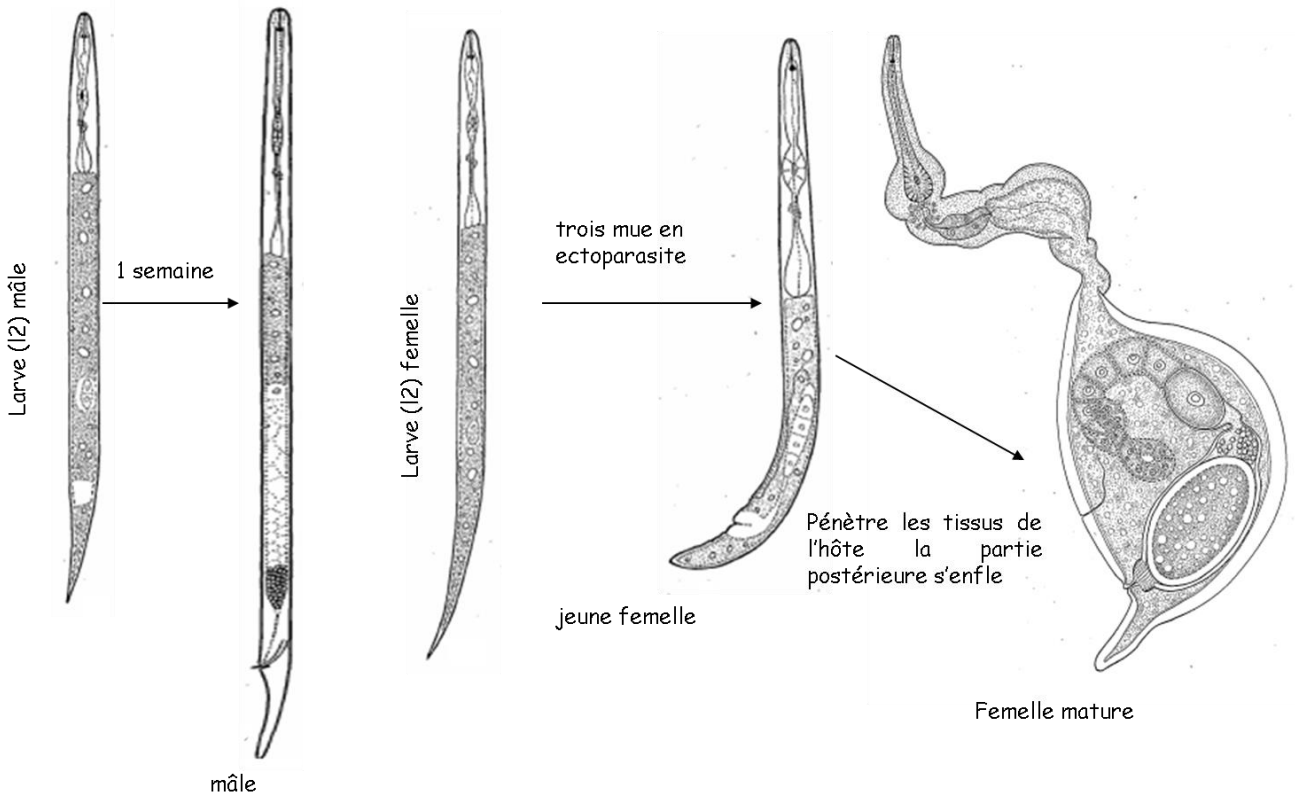


Figure III.13 : Cycle de vie de *Tylenchulus semipenetrans*.

D- Ecologie :

Effectivement, Tylenchulus semipenetrans est une espèce de nématode cosmopolite qui est souvent associée aux cultures d'agrumes, en particulier les agrumes tels que les oranges, les citrons et les pamplemousses. Cependant, elle peut également infecter d'autres plantes telles que le figuier et l'olivier, bien que les niveaux d'infestation soient généralement faibles.

Les larves et les jeunes adultes de T. semipenetrans sont des ectoparasites qui se nourrissent de cellules épidermiques et corticales, tandis que les femelles matures sont semi-endoparasites sédentaires qui se nourrissent de cellules nourricières spéciales dans les racines de leurs hôtes.

L'irrigation peut affecter la distribution et la densité des populations de T. semipenetrans dans le sol, avec des densités plus élevées dans les zones irriguées. L'humidité du sol peut également réguler les populations de T. semipenetrans, avec des densités de population et des pertes de cultures associées plus élevées dans les zones arides.

Les températures jouent également un rôle important dans le développement et la survie de T. semipenetrans. Des températures inférieures à 15°C peuvent entraîner une quiescence des larves, tandis que des températures comprises entre 20 et 30°C sont favorables au développement du parasite.

E- Symptômes :

Les arbres atteints montrent d'abord un manque de vigueur suivi d'une chlorose, puis d'une chute des feuilles pouvant aboutir à un dessèchement des extrémités des rameaux. Ces symptômes ne se développent que lentement, ce qui a fait donner à cette maladie le nom de « slow decline ». Les arbres les plus atteints ne produisent plus.

III.2.6. Maladies dues aux attaques de genre *Xiphinema* (nématode poignard) :

A- Position systématique :

Règne : Animalia
Sous règne : Métazoa
Embranchement : Nemathelmintha

Classe : Nematoda

Sous classe : Adenophora

Ordre : Dorylaimida

Super Famille : Longidoroidea,

Famille : Longidoridae

Genre : *Xiphinema*

B- Morphologie :

Les Xiphinema sont des nématodes relativement grands, mesurant entre 1,5 et 5 millimètres. Leur tête est distincte du corps et leur stylet est très long, allant de 60 à 100 micromètres. L'odontostyle, qui est en forme d'aiguille, est évasé vers l'arrière sous forme d'aile avec une ailette présente près de la base du stylet. Chez les femelles, la vulve est presque médiane et représente entre 40% et 50% de la longueur totale du corps, sauf en cas de vulve antérieure où seul l'ovaire postérieur est fonctionnel. Chez les mâles, les spicules sont puissants et arqués, tandis que la queue peut varier en forme, allant d'une forme courte et ronde à une forme longue et effilée.

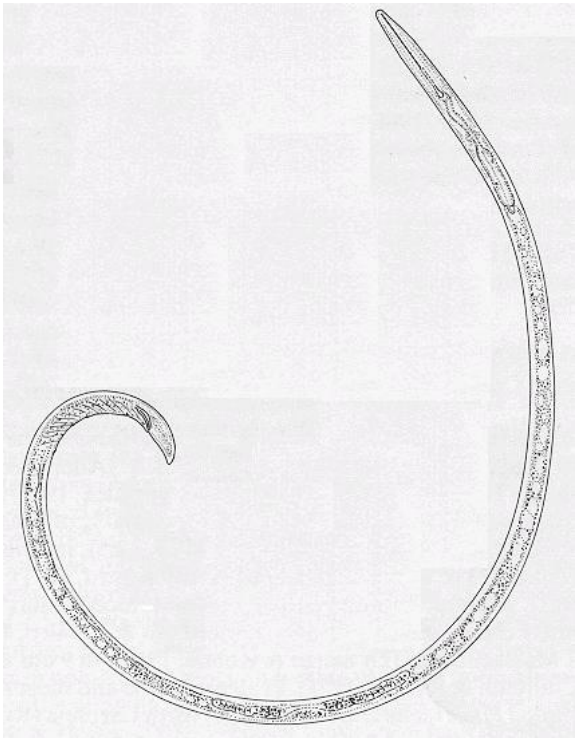


Figure III.14 : Morphologie de *Xiphinema* americanum.

C- Biologie :

Le Xiphinema, aussi connu sous le nom de « nématode poignard », doit son appellation à son stylet buccal extrêmement long. Ces nématodes se nourrissent en piquant les radicelles des plantes dans la rhizosphère de la vigne. Ils sont particulièrement dangereux car ils peuvent transmettre des viroses à leur hôte. Leur cycle de développement comprend cinq stades filiformes qui sont séparés par quatre mues, dont la première se produit hors de l'œuf. Les œufs sont pondus dans le sol, d'où émergent les larves du premier stade (L1) qui se rassemblent autour des coiffes des radicelles pour se nourrir et se développer. Les larves subissent trois autres mues pour atteindre le stade adulte, mâle ou femelle. La fécondation est nécessaire, après l'accouplement, la femelle pond des œufs isolés dans le sol, en moyenne de 20 à 30 œufs. La femelle adulte peut vivre jusqu'à cinq ans et même survivre trois ans en absence de plantes hôtes. Le cycle de développement de ce parasite est relativement long, pouvant durer d'un à deux ans.

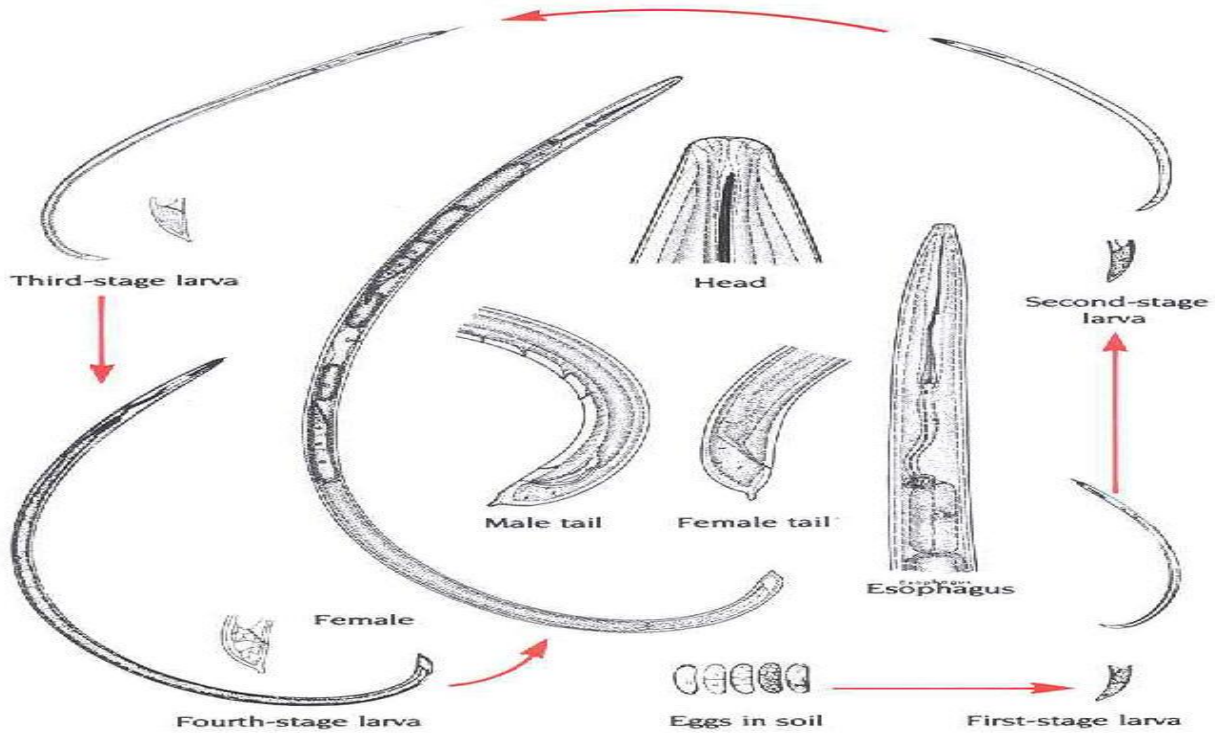


Figure III.15 : Cycle biologique de *Xiphinema*.

D- Ecologie :

Les Xiphinema sont dangereux pour les vignobles car ils peuvent transmettre des virus à leur hôte lors de leur prise de nourriture. Même un seul individu peut causer des dommages importants s'il se nourrit sur plusieurs hôtes (ce qui les rend ectoparasites migrateurs). En Algérie, deux espèces de Xiphinema sont présentes : *X. index* et *X. italia*. Les particules virales se localisent au niveau de l'odontophore, qui est la partie prolongeant l'odontostyle de ce nématode. Bien que généralement présent sur un éventail d'hôtes relativement limité, on peut également rencontrer les Xiphinema sur des plantes telles que les agrumes et les figuiers.

E- Symptômes :

Les symptômes occasionnés par ces nématodes sont exclusivement localisés au niveau des racines. Les Xiphinema provoquent la formation de galles aux extrémités radiculaires, souvent en forme de nécrose ronde et épaisse, qui bloquent la croissance des racines et engendrent le départ de radicelles latérales qui sont à leur tour attaquées. Cela conduit à une diminution de la taille et de la qualité des grappes, ainsi qu'à un vieillissement précoce du cep de la vigne. L'ensemble des galles donne au système radiculaire un aspect rabougri qui empêche le plant d'exploiter les couches profondes et le rend sensible à la sécheresse. Les attaques aboutissent également au noircissement des parties renflées et limitent l'absorption des nutriments par les racines.

La virose, quant à elle, débute au niveau du système racinaire puis gagne les parties aériennes. Les racines deviennent noires et épaisses, les feuilles sont dissymétriques et parfois présentent des formes en éventail dentelées et déformées. Le virus du court noué (GFLV = Grapevine Fan Leaf Virus) provoque essentiellement deux types de symptômes qui peuvent varier selon le cépage et les conditions présentes dans la parcelle,

- Le premier type est le plus commun consiste en la formation caractéristique d’entre nœud court et double-nœuds, avec rameaux aplatit ou une division du rameau en « balais de sorcière ».
- Jaunissement et aspect buissonnant des feuilles.

F- Transmission des particules virales :

Les particules virales sont localisées au niveau de l'odontophore, la partie prolongeant l'odontostyle chez ce nématode. Le virus possède un pouvoir de rétention prolongé pouvant atteindre jusqu'à 8 mois, selon la durée du stade. Après la mue, le nématode perd sa capacité à infecter, mais la reprend après avoir pris un repas sur un hôte malade. Il est important de noter que tous les stades de ce nématode peuvent transmettre la virose.

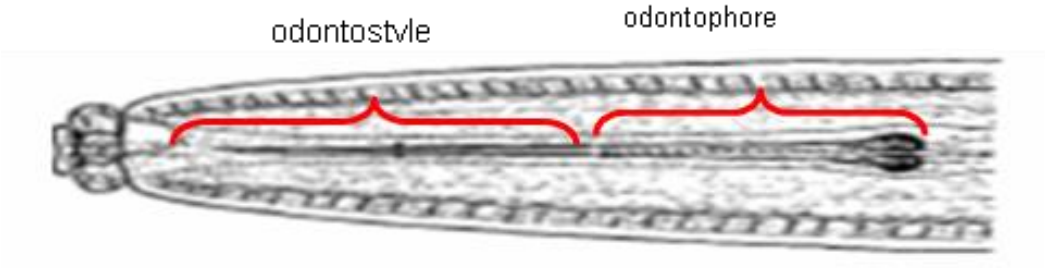


Figure III.16 : Partie antérieur de *Xiphinema*.

III.3. Interactions nématodes autres micro-organisme pathogènes :

III.3.1. Introduction :

Les nématodes peuvent favoriser le développement de maladies cryptogamiques, bactériennes et virales. Lorsque deux micro-organismes sont associés, ils peuvent causer des dommages plus importants, ce phénomène étant appelé synergisme. Des études ont montré que les galles provoquées par les Meloidogyne constituent une source de nourriture appréciée par le Fusarium, qui peut ainsi acquérir la capacité d'attaquer les plantes.

Tableau III.1 : Interactions nématodes-champignons

Nématodes	Plantes	Champignons	Rôle du nématode
Meloidogyne spp. *Tylenchorhynchus claytoni* *Heterodera goettingiana* *Pratylenchus penetrans*	Tomate Tabac Petit pois luzerne	*Fusarium oxysporum* (Fusariose)	Les nématodes favorisent l'installation des maladies cryptogamiques par les blessures qu'ils provoquent sur le végétal
Pratylenchus penetrans *Pratylenchus minyus* *Heterodera rostenchiensis* *Meloidogyne*	Menthe Menthe p. de terre tomate	*Verticillum albaatrum* (verticiliose)	
Meloidogyne *Meloidogyne*	Tabac soja	*Phytophthora*	
Heterodera schachtii *Meloidogyne spp.*	Betterave tomate	*Rhizoctonia solani*	
Meloidogyne spp.	poivrière	*Phytium completens* *p. splendens*	
Ditylenchus dipsaci	p.de terre	*Phoma exigua*	
Pratylenchus penetrans	Celeri	*Trichoderma viridis*	

Tableau III.2 : Interactions nématodes-Bactéries

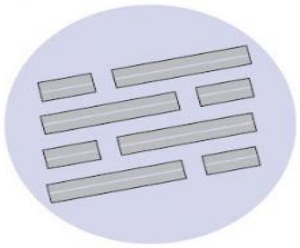
Nématodes	Plantes	maladies	bactéries	Rôle du nématode
Anguina tritici	Blé	Nielle du blé	Corynebacterium tritici	Vecteur essentiel
Aphelenchoides ritzema	Fraisier	Maladie du choux fleur	Corynebacterium fasciens	Vecteur essentiel
Meloidogyne incognita M. acrita	Tabac	Fletrissement de Granville	Pseudomonas caryophylli	blessure
Meloidogyne	Oeillet	Fletrissement	Pseudomonas caryophilli	blessure
Meloidogyne	Luzerne	Fletrissement bactérien	Corynebacterium insidiosum	blessure
Helicotylenchus nanus	oeillet	Fletrissement	Pseudomonas caryophylli	blessure

Tableau III.3 : Interactions nématodes-Virus

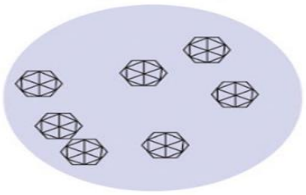
nématodes	plantes	virus
Longidorus elongatus	cerisier	Tomato black-ring
Xiphinema index	vigne	Court- noué de la vigne, Dégénérescence infectieuse de la vigne
Trichodorus pachydermus	Pomme de terre	Rattle

III.3.2. Maladies virales transmises par les nématodes :

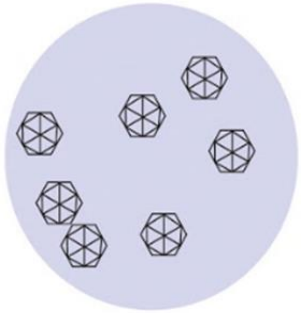
III.3.2.1. Virus du "Rattle" du tabac (TRV) :

Virus	Symptômes et mode de transmission des virions	Forme des virions	Principales caractéristiques
Tobacco rattle virus **(TRV)** **Virus du « rattle » du tabac** ***Tobravirus***	Nanisme des plantes, dont les folioles révèlent en outre une mosaïque bien marquée. Des infections latentes sont possibles. Plusieurs espèces de nématodes appartenant aux genres *Trichodorus* spp. et *Paratrichodorus* spp. Ces nématodes restent infectieux plusieurs mois, voire plusieurs années. Faible taux de transmission par la graine, chez quelques mauvaises herbes.	Virions en forme de bâtonnets, rigides et tubulaires, de taille variable (46-114 ou 180-197 × 22 nm, voir photo 890-1). 	C'est en Allemagne, en 1931, que le TRV a été décrit pour la première fois. Il est maintenant présent dans plusieurs pays européens, sur le continent américain, en Nouvelle-Zélande et en Australie. Très polyphage, il s'attaque à plusieurs Solanacées (piment, tabac, pétunia, pomme de terre, *Solanum nigrum, Physalis angulata*...), ainsi qu'à de nombreuses autres plantes (laitue, artichaut, tournesol, *Senecio vulgaris, Calendula officinalis*...). Seule la maîtrise des populations de nématodes vecteurs dans le sol permet de limiter les épidémies de ce virus — fiches 49-52.

III.3.2.2. Virus des taches en anneaux du tabac (TRSV) :

Virus	Symptômes et mode de transmission des virions	Forme des virions	Principales caractéristiques
Tobacco ring spot virus **(TRSV)** **Virus des taches en anneaux du tabac** ***Nepovirus***	Taches et anneaux chlorotiques apparaissant à proximité des nervures des folioles, se nécrosant progressivement par la suite. Une marbrure peut être observée sur le limbe. Nématodes, plusieurs espèces appartenant au genre *Xiphinema*. Ce virus est signalé comme transmissible par le pollen chez certaines espèces.	Virions isométriques, non enveloppés, mesurant 25-29 nm de diamètre (photo 890-2). 	Le TRSV, qui fut signalé sur tabac pour la première fois en 1927, est présent en Amérique du Nord et du Sud, en Europe, en Asie, au Nigeria... Il aurait été détecté en Australie et en Nouvelle-Zélande. Plusieurs souches ont été décrites, variant par les symptômes qu'elles induisent et leurs propriétés sérologiques. Le piment, la tomate, le tabac, *Physalis ixocarpa, Narcissus* sp., le melon, *Glycine max, Rosa* sp., sont ses principaux hôtes naturels. *Lycopersicon esculentum* var. *'cerasiforme'* serait tolérant, et les cultivars 'Rutgers' et 'Cheyenne' seraient résistants à ce virus de quarantaine en Europe. Seule la maîtrise des populations de nématodes vecteurs dans le sol permet de limiter les épidémies de ce virus — fiches 49-52.

III.3.2.3. Virus des anneaux noirs de la tomate (TBRV) :

Virus	Symptômes et mode de transmission des virions	Forme des virions	Principales caractéristiques
Tomato black ring virus **(TBRV)** **Virus des anneaux noirs de la tomate** ***Nepovirus***	Taches de dimensions variables, anneaux chlorotiques et nécrotiques. Les folioles peuvent être déformées et leurs nervures chlorotiques. La croissance des plantes est parfois réduite si celles-ci sont infectées précocement. Nématodes (*Longidorus elongatus* et *L. attenuatus*). Il est transmis par la graine chez plusieurs espèces, ainsi que par le pollen.	Virions isométriques, non enveloppés, d'un diamètre de 26 nm environ, et d'un contour angulaire à 5 ou 6 faces. 	Observé en 1946 sur tomate en Grande-Bretagne, le TBRV est présent dans toute l'Europe, en Russie, en Turquie ainsi que sur les continents nord- et sud-américain. Il a également été signalé au Japon. Ce virus est assez polyphage, infectant piment, tabac, tomate, pomme de terre, aubergine, betterave, laitue, haricot… Il est très stable et a été retrouvé dans des rivières et des lacs en Turquie. Seule la maîtrise des populations de nématodes vecteurs dans le sol permet de limiter les épidémies de ce virus — fiches 49-52.

III.3.2.4. Virus des taches nécrotiques de la laitue LNSV :

Le Lettuce necrotic spot virus (LNSV), qui appartient à la famille des Comoviridae et au genre Nepovirus, est responsable de la maladie des taches nécrotiques de la laitue. Les scientifiques ont observé que cette maladie était souvent associée à la présence de nématodes appartenant au genre Xiphinema.

- **Conclusion :**

En somme, la connaissance des symptômes et des dégâts causés par les nématodes phytopathogènes est essentielle pour la protection des cultures et pour la production d'aliments sains pour les populations humaines. Ces organismes peuvent causer des pertes de rendement importantes et nuire considérablement aux économies locales et nationales. Pour combattre les nématodes phytopathogènes, il est essentiel de comprendre leur biologie, leur comportement et leur impact sur les plantes. Cela permettra d'établir des mesures de prévention et de lutte appropriées pour limiter leur prolifération. Les agriculteurs et les scientifiques ont à leur disposition de nombreux moyens de lutte biologique, de pratiques culturales et de traitements chimiques qui peuvent aider à contrôler les populations de nématodes phytopathogènes. Toutefois, une approche intégrée et multidisciplinaire est essentielle pour développer des

stratégies de gestion efficaces. Enfin, la recherche continue dans ce domaine est indispensable pour mieux comprendre les interactions entre les nématodes et les plantes, et pour améliorer les méthodes de prévention et de lutte contre ces ravageurs.

CHAPITRE IV : Etudes nématologiques.

- **Introduction :**

Les nématodes phytophages sont des organismes nuisibles qui provoquent d'importants dommages aux cultures agricoles du monde entier. Ces vers minuscules et invisibles à l'œil nu envahissent les racines des plantes, perturbent leur croissance et altèrent leur métabolisme, ce qui peut entraîner des pertes de rendement considérables. Les nématodes phytophages constituent donc une menace majeure pour la sécurité alimentaire et l'économie mondiale. Pour comprendre et gérer efficacement ces ravageurs, les nématologues doivent utiliser des techniques avancées d'étude des nématodes. Dans ce chapitre, nous explorerons les méthodes clés de l'étude nématologique, en mettant l'accent sur l'échantillonnage, l'extraction, le montage, la fixation et l'identification des nématodes phytophages. Nous discuterons également des stratégies de gestion des nématodes, notamment les méthodes de lutte biologique et les pratiques culturales. En fin de compte, une compréhension solide de ces techniques est essentielle pour les chercheurs et les agriculteurs cherchant à prévenir et à contrôler les infestations de nématodes phytophages.

IV.1. Rôle des analyses nématologiques :

Divers rôles sont assurés par les analyses nématologiques

IV.1.1. Rôle d’estimation (avant le semis ou la plantation) :

L'estimation de la population de nématodes peut aider à prévoir les traitements et à orienter le choix de la culture, de la variété ou du porte-greffe, dans un but préventif. Dans le cas d'une culture pérenne, comme la vigne, l'analyse est essentielle pour détecter la présence de vecteurs de virose, tels que le nématode du court-noué de la vigne, avant l'installation du vignoble.

IV.1.2. Rôle de dépistage :

Lorsque des signes de dépérissement, tels qu'un mauvais état végétatif, sont observés, une analyse nématologique peut être effectuée pour déterminer les causes possibles de ce phénomène. Cette analyse permet ainsi de rechercher une solution curative.

IV.1.3. Rôle de contrôle :

Dans ce cas, une analyse peut être réalisée pour contrôler l'efficacité d'un produit, que ce soit sur un sol nu ou sur une culture en place. Cette analyse implique de comparer les populations de nématodes avant et après le traitement pour évaluer son impact.

IV.2. Echantillonnage :

Pour que l'analyse nématologique soit représentative et significative de la population réelle de nématodes, il est essentiel que l'échantillon prélevé soit lui-même représentatif. Cependant, l'échantillonnage nématologique est un processus délicat en raison de la répartition inégale des nématodes dans le sol (à la fois horizontale et verticale) ainsi que de l'évolution rapide de ces populations en fonction des conditions climatiques, de la culture et des travaux de sol. Pour atténuer l'hétérogénéité de la répartition, il est recommandé de multiplier le nombre de prélèvements par échantillon, d'effectuer les prélèvements au niveau du système radiculaire (c'est-à-dire le sol en contact avec les racines) et de joindre au prélèvement de sol des radicelles ou des plants entiers pour la recherche d'endoparasites.

IV.2.1. Procédure d'échantillonnage :

Selon les différents cas, les prélèvements seront effectués de la manière suivante :

- Pour un prélèvement en sol nu, il sera réalisé au hasard en prélevant une quantité de 1 kg à ½ à 2 kg de sol.
- En cas de sol cultivé, le prélèvement sera effectué au niveau du système radiculaire.
- Pour un cas de dépérissement, le prélèvement se fera dans la zone où il se manifeste.
- Dans le cas de taches, le prélèvement sera réalisé dans la zone de transition entre la partie malade et la partie saine.

- Pour la recherche de vecteurs de viroses (vigne), un échantillon de sol plus important sera prélevé (3 à 4 kg de sol) car ce type de nématode est présent à une faible densité.

IV.2.2. Schémas d'échantillonnage :

Les nématodes ont une répartition irrégulière dans les champs, c'est pourquoi il est important de prélever des échantillons dans plusieurs parties du champ pour avoir une estimation représentative de la population. Il peut être judicieux de collecter des échantillons séparément dans les zones de bonne et de mauvaise croissance afin de les comparer. Pour des enquêtes faunistiques ou expérimentations, il est essentiel de maintenir une procédure d'échantillonnage constante en termes de collecte et de couverture pour permettre des comparaisons significatives entre champs, parcelles, traitements, etc.

Il existe deux schémas d'échantillonnage aléatoires et systématiques.

- L'échantillonnage aléatoire ne tient pas compte de la distribution agrégée des nématodes et n'est représentatif que pour de petites surfaces.
- En revanche, l'échantillonnage systématique est plus structuré et prend en compte la distribution agrégée des nématodes dans l'ensemble du champ**.**

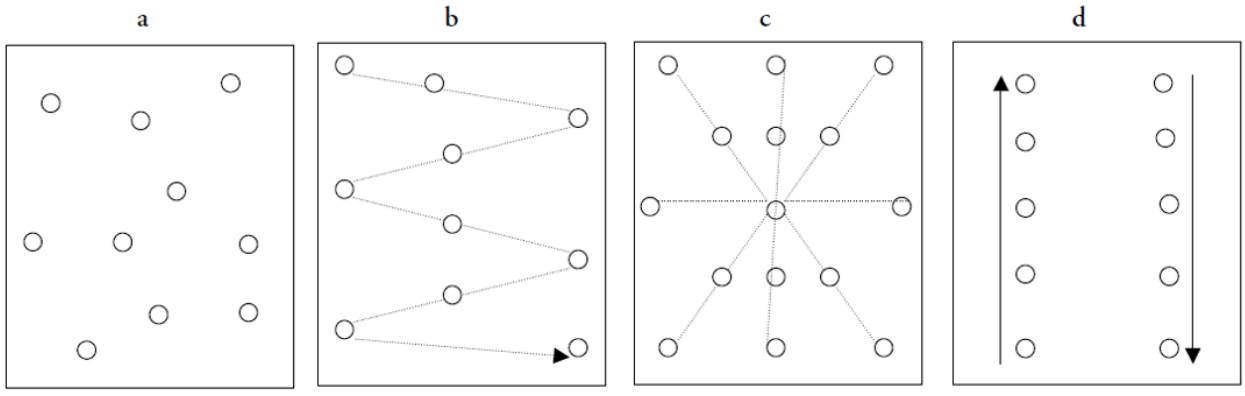


Figure IV.1 : Schémas d'échantillonnage des nématodes.

(a) Echantillonnage aléatoire ; (b, c et d) Echantillonnage systématique.

IV.2.3. Période d’échantillonnage :

La période idéale pour effectuer des échantillonnages peut varier en fonction des plantes cultivées ainsi que des objectifs poursuivis, que ce soit pour un diagnostic ou pour des prévisions. Il est donc important de prendre en compte le stade de développement de la plante pour choisir le moment le plus propice à l'échantillonnage.

- **L’échantillonnage prévisionnel** L'échantillonnage prévisionnel, est souvent effectué tôt dans la saison, soit pendant ou juste avant la plantation, ou encore à la fin de la culture précédente. Cette méthode permet de déterminer le nombre de nématodes présents dans le sol, c'est-à-dire leur densité, et de prévoir leur impact potentiel sur les cultures à venir.
- **L'échantillonnage diagnostic** consiste à collecter des échantillons de sol ou de plantes pour identifier les espèces de nématodes présentes dans le but d'établir un diagnostic. Il est important de noter que certaines espèces de nématodes se multiplient abondamment pendant la période de croissance des plantes et diminuent durant la saison sèche. Ce phénomène est plus facilement observable avec les cultures annuelles plutôt qu'avec les plantes pérennes ou les arbres. Idéalement, les échantillons devraient être collectés au milieu de la période de croissance ou à la récolte pour établir un diagnostic. Pour les plantes pérennes, il est recommandé de prélever des échantillons pendant la saison pluvieuse ou la période de croissance végétative afin d'identifier les problèmes éventuels.

IV.2.4. Collecte des échantillons de sol :

En général, il est conseillé d'éviter de prélever des échantillons de sol qui sont trop secs ou trop humides. Pour faciliter l'échantillonnage, il est recommandé de diviser les surfaces très larges (supérieures à 1 hectare) en parcelles élémentaires d'I hectare. Ensuite, il faut prélever de 10 à 50 sous-échantillons et les rassembler pour former un échantillon composite pesant de 1 à 2 kg. Il est préférable de prélever les sous-échantillons au niveau de la zone racinaire. Il est important de prendre soin d'ensacher, d'étiqueter et de refermer soigneusement le sachet contenant l'échantillon pour éviter toute contamination.

IV.2.5. Collecte des échantillons de racines :

Il est important de collecter les racines en même temps et au même emplacement que les échantillons de sol. Selon les plantes, un prélèvement de 25 à 100 g de racines peut suffire. Il est recommandé d'éviter de prélever des échantillons sur des plantes mortes ou en état de sénescence avancée, car les nématodes ont souvent déjà quitté ces plantes pour chercher d'autres sources de nourriture.

IV.2.6. Collecte d’échantillons de parties aériennes :

Si des symptômes sont observés ou si l'on soupçonne la présence de nématodes, il est recommandé de collecter des feuilles, des tiges, des graines ou toute autre partie aérienne de la plante. Il est important de sélectionner des plantes malades pour pouvoir réaliser une étude comparative avec des plantes saines.

IV.2.7. Conditionnement et conservation des échantillons :

Il est important de placer tous les échantillons dans des sacs en plastique robustes et propres. Étant donné que les nématodes sont sensibles à la dessiccation, il est recommandé d'humidifier légèrement l'échantillon si nécessaire. Avant l'extraction, il est conseillé de conserver l'échantillon au frais. La durée et les conditions de conservation dépendront du type de nématode et de l'échantillon végétal ou de sol. L'échantillon doit être étiqueté avec les renseignements essentiels, tels que le site de prélèvement, la culture en place et la date de prélèvement.

IV.3. Extraction des nématodes :

Une fois les échantillons collectés, il est crucial d'extraire rapidement les nématodes pour éviter leur détérioration. Le choix de la méthode d'extraction dépend de plusieurs facteurs, tels que le type d'échantillon et les espèces de nématodes présentes. Certaines méthodes sont plus adaptées à certaines espèces de nématodes que d'autres. Ce guide décrit les principales méthodes d'extraction, dont la méthode de Baermann qui est la plus pratique et la plus fiable dans des conditions rudimentaires. Cette méthode permet une estimation précise des nématodes dans le sol, les racines, les graines et les tissus végétaux et est facilement reproductible.

Le tableau IV.1 présente les différentes méthodes d'extraction de nématodes et leur adaptation aux différents types de nématodes (sédentaires ou migrateurs) dans des échantillons de sol, de racines ou de feuilles. Cette information est utile pour choisir la méthode d'extraction la plus appropriée en fonction des types de nématodes que l'on recherche dans l'échantillon.

Le tableau IV.1 Méthode d'extraction adaptée pour différents types de nématodes dans les différents échantillons

	Echantillon de sol		**Echantillon de racine/Feuille**	
	Nématodes sédentaires	Nématodes Migrateurs	Nématodes sédentaires	Nématodes Migrateurs
Dalmasso	**x**	**x**		
Baermann	**x**	**x**		**x**
Broyage			**x**	**x**
Incubation			**x**	**x**

IV.3.1. Extraction des nématodes libres et sédentaires :

IV.3.1.1. Méthode de sédimentation et de flottaison (Méthode des seaux ou méthode de tamissage) (Dalmasso, 1966) :

Est une méthode d'extraction qui permet d'extraire tous les nématodes libres du sol, y compris les saprophages, les ectoparasites et les endoparasites migrateurs. Elle est basée sur les différences de densité entre les nématodes et les différentes parties du sol et utilise des tamis à différentes mailles pour extraire les nématodes de différentes tailles du sol.

IV.3.1.1.1. Procédé d'extraction :

Pour extraire les nématodes du sol, les échantillons sont d'abord homogénéisés dans le laboratoire et 250 ml de terre sont placés dans un bécher. La terre est ensuite délayée à travers un tamis de 2 mm pour enlever les gros cailloux, le sable grossier et les débris

organiques. Le contenu de la bassine est transvasé dans un seau en plastique qui est rempli d'eau jusqu'à atteindre 6 à 7 litres. Ensuite, en utilisant un bâton, on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol. Après avoir laissé l'eau se stabiliser pendant quelques secondes, le surnageant est versé sur deux tamis superposés de 50 µ pour retenir les nématodes. On récupère successivement le contenu de chaque tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristallisoir. Cette opération est répétée 3 à 4 fois pour récupérer le maximum de nématodes.

IV.3.1.1.2. Purification par passage actif des nématodes :

Après l'extraction des nématodes, il est nécessaire de les purifier en raison de la boue présente dans la solution. Les nématodes ne sont pas visibles à l'œil nu à ce stade. Pour effectuer la purification, des tamis en plastique avec des filtres Kleenex humidifiés sont utilisés. Le contenu de chaque échantillon est ensuite fait passer à travers ces tamis, préalablement placés dans une boîte de Pétri remplie d'eau. La diffusion se fait pendant 3 jours, après quoi le contenu de chaque boîte de Pétri est laissé à décantation pendant 1 heure. Ensuite, le contenu est ajusté en fonction de la densité des nématodes dans le tube, avec une graduation appropriée allant de 25 ml à 100 ml.

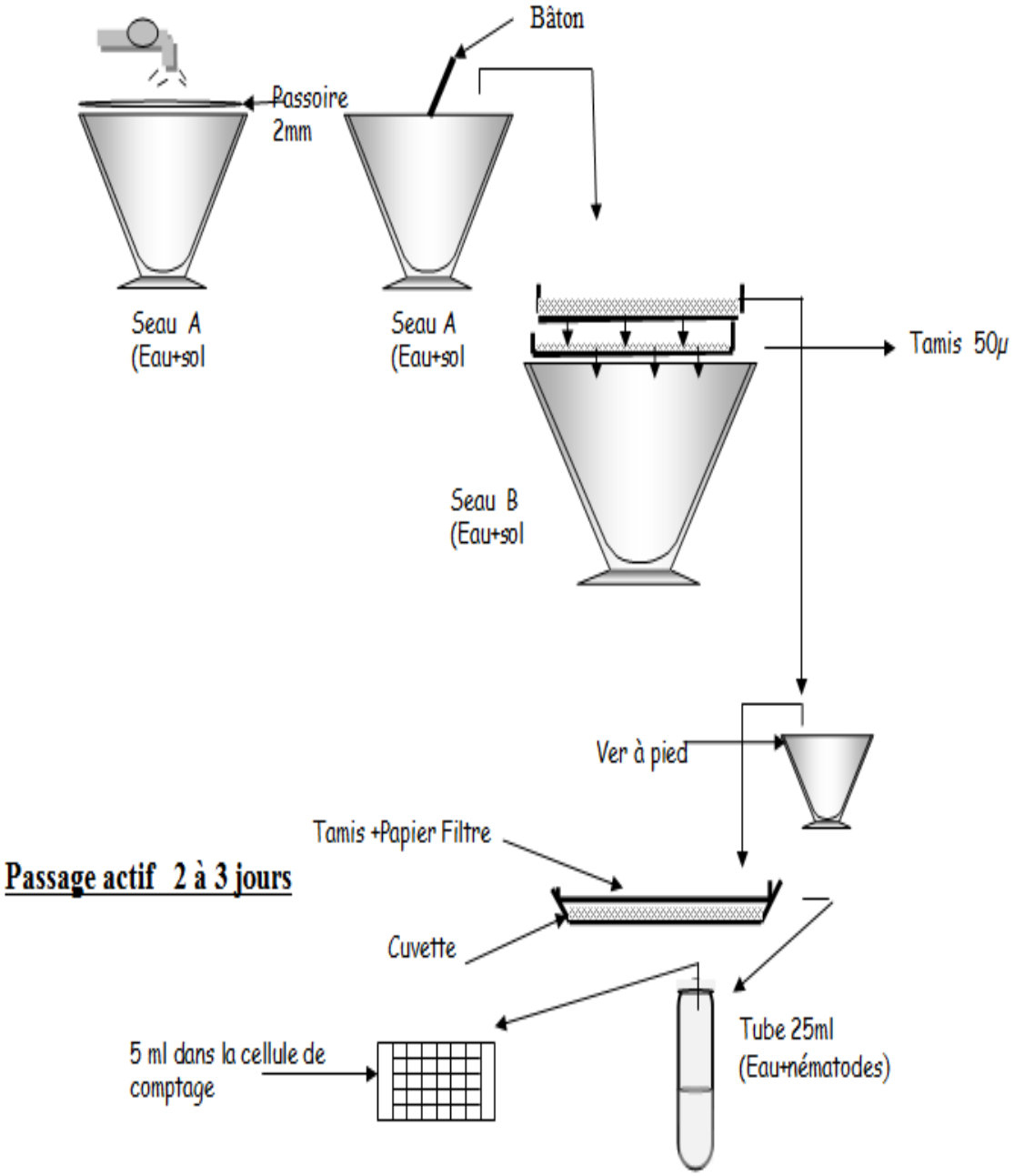


Figure IV.2 : Méthode d'extraction (Méthode des seaux).

IV.3.1.2. Extraction des nématodes libres du sol et les endoparasites migrateurs (entonnoir de Baermann, 1917) :

La méthode décrite utilise la mobilité des nématodes libres pour les extraire du sol ou des broyats végétaux. Un tamis est fixé dans la partie supérieure d'un entonnoir, et un filtre est placé sur le tamis. L'échantillon à extraire est déposé sur le filtre et recouvert

d'eau. Au bout de 12 heures à 3 jours, les nématodes mobiles ont traversé le filtre et sont collectés à l'extrémité inférieure de l'entonnoir. Pour les récupérer, on desserre le tuyau souple clampé et on prélève quelques millilitres dans un becher. Cette méthode permet d'extraire les nématodes mobiles du sol ou des broyats végétaux en utilisant leur capacité à se mouvoir en milieu aqueux par gravité (Figure IV.3).

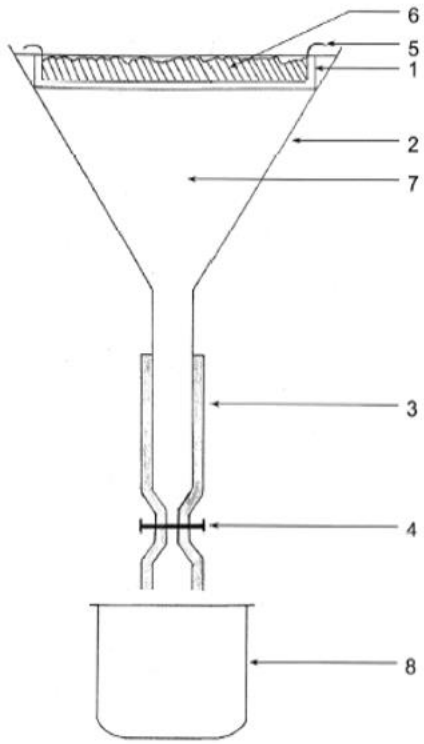


Figure IV.3 : Méthode de l'entonnoir de Baermann 1917.

IV.3.1.3. Méthode d'extraction par Broyage :

La méthode d'extraction par broyage utilisée est celle de Hussey et Barker en 1973. Cette méthode ne nécessite pas d'équipement spécialisé mais la durée du broyage est critique car elle doit permettre aux nématodes de quitter facilement les tissus végétaux sans être trop endommagés. Pour préparer l'échantillon, les racines ou la peau des tubercules sont coupées en petits morceaux et mélangées avec soin. Un sous-échantillon est pesé et placé dans le bol du mixeur avec juste assez d'eau pour couvrir

les lames. Les racines fines et les pelures de tubercules sont mixées deux fois pendant cinq secondes, tandis que les racines plus grosses sont mixées deux fois pendant dix secondes, avec une brève période de décantation entre les deux. La suspension de racines broyées et d'eau est versée dans un bécher, puis le bécher est rincé de tout débris végétal à l'aide d'une pissette d'eau. La suspension de racines broyées et d'eau est ensuite versée avec précaution sur le papier-filtre et la méthode d'extraction de Baermann est suivie.

IV.3.1.4. Méthode par incubation :

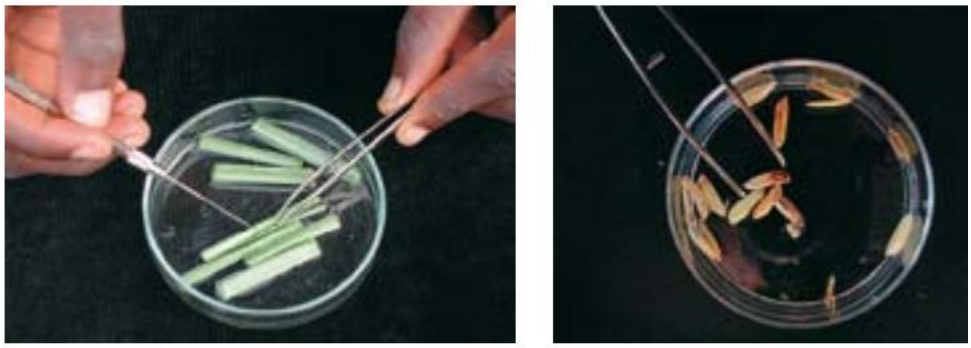
Cette méthode est également connue sous le nom d'incubation des racines en sachets plastiques ou en bocaux. Bien qu'elle n'exige aucun équipement spécialisé, elle présente des inconvénients tels qu'un faible rendement d'extraction et des nématodes souvent endommagés en raison du manque d'oxygène. Pour réaliser cette méthode, les tissus végétaux sont coupés finement et mélangés. Ensuite, un sous-échantillon est prélevé et placé dans un contenant fermé (non métallique) avec une petite quantité d'eau (10 à 20 ml) et étiqueté. Les nématodes se développent à partir des œufs ou migrent hors des tissus végétaux dans l'eau sur une période de 2 à 7 jours. L'eau doit être régulièrement retirée (par exemple, chaque jour) du contenant pour assurer la survie des nématodes. Les suspensions obtenues sont rassemblées dans un bécher étiqueté pour chaque échantillon et remplacées par de l'eau propre après chaque prélèvement. La procédure doit être répétée sur une période de 2 à 7 jours en couvrant le contenant. La suspension d'extraction pour chaque échantillon doit être réduite ou concentrée, puis examinée directement ou conservée pour une utilisation ultérieure.

IV.3.1.5. Observation directe des tissus végétaux :

Il est possible d'observer directement les tissus végétaux pour détecter la présence de nématodes, en particulier avant l'envoi du matériel pour une expertise. Les femelles adultes sédentaires incluses dans les racines peuvent également être extraites des tissus végétaux et examinées pour identification. Lorsque les échantillons doivent être envoyés à un taxonomiste pour une identification plus spécifique, le matériel végétal avec galles doit être envoyé fixer dans une solution de lactoglycérol. L'observation

directe est également utile pour la détection et l'observation des nématodes dans les tissus foliaires et les semences, ainsi que pour la collecte d'individus de certaines espèces de nématodes pour préparer une collection de lames, etc.

Pour observer directement le matériel végétal, il convient de laver les tissus sous un courant modéré d'eau ou de rincer les racines dans un récipient avec de l'eau pendant quelques minutes pour éliminer la terre et les débris. Cependant, il est important de ne pas déplacer les nématodes ectoparasites se nourrissant ou fixés à la surface des racines. Ensuite, les tissus végétaux doivent être découpés en morceaux d'environ 2 cm à l'aide de ciseaux ou d'un couteau, puis placés dans le fond d'une boîte de Pétri avec un peu d'eau. Pour une observation immédiate, il est possible de déchirer les tissus végétaux à l'aide d'aiguilles montées et de pinces pour libérer les nématodes des tissus. Cette méthode convient aux nématodes endoparasites sédentaires. En revanche, si les tissus végétaux contiennent des nématodes endoparasites migrateurs, il peut être utile de laisser reposer la boîte de Pétri une nuit ou plus. Les nématodes migreront en dehors des tissus végétaux dans l'eau et pourront ensuite être récupérés pour identification ou fixés (et colorés) et/ou expédiés pour identification ultérieure.



Déchirement des gaines foliaires.

Enlèvement de l'enveloppe extérieure des grains pour libérer les nématodes.

Figure IV.4 : Examen direct de matériel végétal dans l'eau**.**

IV.3.2. Extraction des nématodes à kystes :

Nous utilisons la méthode de Fenwick (1944) pour extraire les kystes de Globodera à partir d'un sol sec. Le dispositif de Fenwick est conçu pour contenir un échantillon pesant jusqu'à 300 g. Le processus commence par le dépôt de l'échantillon dans le tamis supérieur (A) de l'appareil. La cruche de Fenwick, préalablement remplie d'eau et avec le bouchon de vidange fermé (D), est placée sous le tamis supérieur. Un courant d'eau est ensuite utilisé pour entraîner le sol dans l'appareil à travers le tamis supérieur à mailles de 2 mm, qui est déposé sur l'entonnoir (B).

L'ajout d'eau permet d'évacuer les éléments de densité inférieure à 1 (tels que les débris organiques et les kystes) vers le tamis de maille 200 µm (E) situé sous la collerette de récupération ou déversoir (C). Le processus d'ajout d'eau est maintenu jusqu'à épuisement complet de l'échantillon.

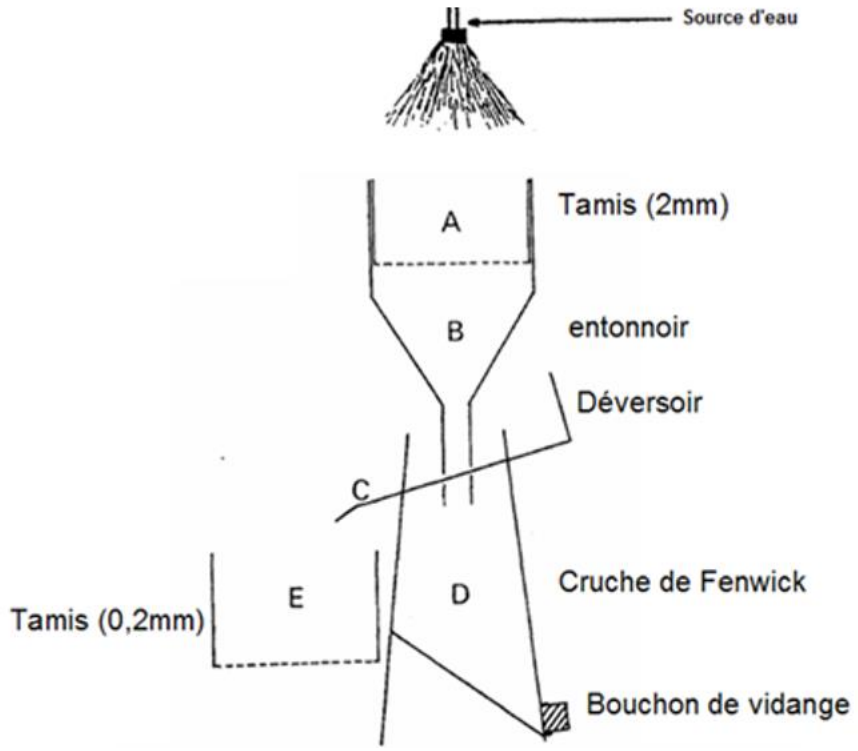


Figure IV.5 : Extraction des kystes dans le sol par le dispositif de Fenweeck 1944.

IV.4. Manipulation, identification, fixation et coloration des nématodes :

IV.4.1. Manipulation des nématodes :

En raison de leur petite taille, les nématodes sont généralement difficiles à manipuler, en particulier pour les débutants. Pour cette raison, il est souvent nécessaire de les manipuler dans un milieu fluide, généralement de l'eau. Il est recommandé d'utiliser une loupe binoculaire plutôt qu'un microscope pour faciliter la manipulation. Lorsqu'il est nécessaire d'établir des cultures pures ou de préparer des lames pour l'identification, les nématodes doivent être prélevés individuellement, souvent en utilisant une technique de "pêche" pour les récupérer.

IV.4.2. Analyse qualitative :

Identification générique des nématodes phytophages est basée sur un certain nombre de critères qui permettent de reconnaître un bon nombre de genre ceci à l'aide de loupe binoculaire (grossissement > à 40 fois).

Les critères utilisés pour l'identification générique des nématodes phytophages sont les suivants :

- La forme et la taille de la bouche et des lèvres
- La position de l'œsophage
- La présence ou l'absence de papilles et de glandes
- La morphologie et la taille du stylet, s'il est présent
- La forme et la taille de la queue
- La présence ou l'absence de spicules et de gubenaculum chez les mâles
- La forme et la taille de l'ovaire et de l'utérus chez les femelles
- La présence ou l'absence de vulve chez les femelles
- La présence ou l'absence de kystes chez certains genres, comme les genres Globodera et Heterodera

Ces critères permettent d'identifier les nématodes au niveau générique, mais l'identification précise des espèces nécessite souvent une analyse plus approfondie des caractéristiques morphologiques et moléculaires.

Parmi ces critères nous citons :

- **L'allure du nématode :** c'est un premier caractère qui nous permet de séparer les phytophages des non phytophages ; par simple observation de leur
- **Mouvement**. Les nématodes phytophages présentent des mouvements lents alors que les bactérivores et les prédateurs ont des placements très rapides.
- **Habitus ou Décubitus des nématodes :** c'est la forme du corps du nématode au repos. Il varie en fonction des genres.

- Peut-être en spirale : cas de *Helicotylenchus, Rotylenchus, Anguina*
- Peut-être en croissant : cas de *Pratylenchus*, *Tylenchorhynchus*
- Peut-être (+) ou (-) droit : cas *Tylenchus*, *Aphelenchus*

IV.4.2.1. Caractères morphologiques des nématodes phytophages :

La détermination générique des nématodes est basée également sur un certain nombre de critères morphologiques discernables à la loupe.

Les caractères morphologiques retenus et discriminant les différents genres sont :

- **La longueur du corps du nématode**
- **Le stylet** : sa forme, sa longueur et la présence ou absence de boutons basaux
- **L'armature céphalique** : représenté par les lèvres, constituée d'arcs sclérotinisés peut être développées chez certains et presque invisible chez d'autres.
- **La limite du bulbe œsophago-intestinale** : peut-être droite (perpendiculaire au grand axe du corps) ou peut être oblique ventralement ou dorsalement.
- **La position de la vulve** : c'est un critère aisément repérable chez les femelles matures. Elle peut être antérieure (*Xiphinema, Longidorus*), médaine (*Tylenchorhynchus, Hoplolaimus*) ou postérieure (*Ditylenchus, Pratylenchus*).

- **La forme de la queue :** prête parfois confusion, elle peut être arrondie, conique, effilée ou terminée en spatule.
- **Le Mâle :** Les caractères considérés ici sont (présence ou absence de Bursa caudale et la taille et forme des spicules).

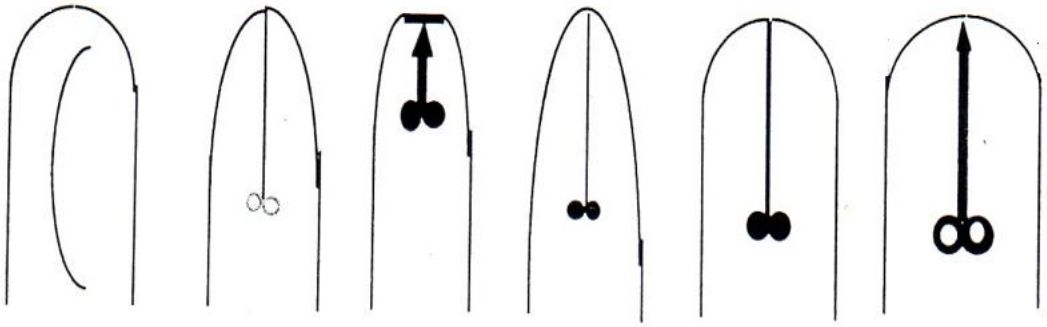


Figure IV.6 : Forme du stylet et l'armature céphalique chez les nématodes

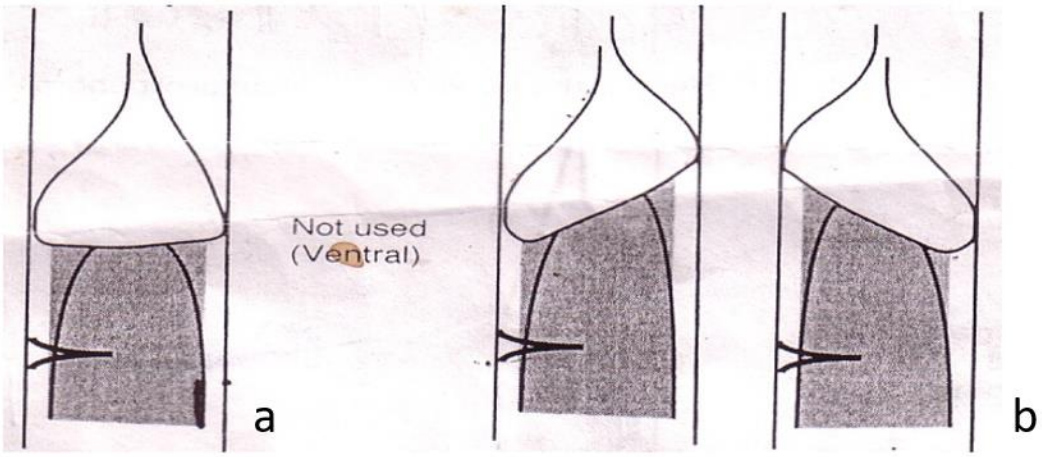
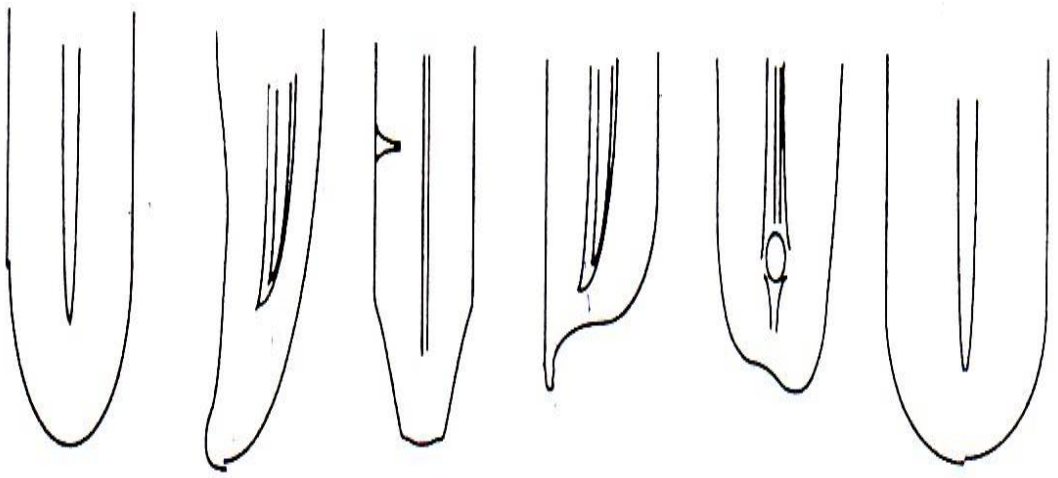


Figure IV.7 : La limite du bulbe œsophago-intestinale

a : Pas de recouvrement (Limite droite : b **:** recouvrement (limite oblique, Ventrale ou dorsale)



Paratrichodorus *Tylenchorynchus* *Pratylenchus* *Helicotylenchus* *Scutellonema* *Hoplolaimus*

Figure IV.8 : Différentes formes des queues

IV.4.2.2. Caractérisation de quelques espèces de *Tylenchida :* (Tableau IV.2 ; IV.3)

	Pratylenchus	*Paratylenchus*	*Ditylenchus*	*Tylenchorhynchus*
Longueur (mm)	0.5 – 0.8	0.3 – 0.5	1.0 – 1.6	0.8 – 1.0
Stylet (µ)	13 – 19 (épais très noduleux)	30- 70 (long, fin noduleux)	09 – 11 (petit, fin avec des nœuds)	19 – 25 (fin noduleux)
Bulbe médian	Nettement rond	En forme de poire	Petit ovale à rond	Petit rond
Bulbe glandulaire	Recouvre l'intestin ventralement	Séparé de l'intestin	Séparé de l'intestin	Séparé de l'intestin
Vulve (%)	75 - 89	80 - 90	80 – 82	50

	Helicotylenchus	*Tylenchus*	*Aphelenchus*
Longueur (mm)	0.9 – 1.0	1.0 – 1.3	0.8 – 1.0
Stylet (µ)	20– 25 (fin très noduleux)	11- 13 (court, fin noduleux)	12 – 15(petit, fin sans nœuds)
Bulbe médian	Petit ovale	Presque rond	Circulaire grand nettement visible
Bulbe glandulaire	Recouvre l'intestin ventralement	Séparé de l'intestin	Recouvre l'intestin ventralement
Vulve (%)	55 - 60	65 - 70	80 – 82

IV.4.2.3. Caractérisation des espèces de *Dorylaimida :* (Tableau IV.4)

Les espèces de cet ordre se répartissent dans la famille des *Longidoridae*.

- ***Famille** Longidoridae : toutes les espèces présentent :*
  - *Un stylet très fin et puissant avec des extensions longues*
  - *Œsophage élargi à sa base et réduit dans sa longueur*
  - *L'extrémité postérieure du corps (queue) est similaire chez le mâle et la femelle.*

Tableau comparatif de quelques critères d'identification de deux espèces de *Longidoridae*.

critères	*Xiphinema*	*Longidorus*
Extrémité encéphalique (tête)	Nettement séparée du corps, Amphides en forme d'entonnoir	Légèrement séparée du corps, Amphides en forme de sac ou poche
Stylet	• Long en moyenne 100µ • Il est évasé vers l'arrière en forme d'aile (présence d'ailette) • Anneau de guidage du stylet près de la base du stylet	• Long en moyenne 90µ • Absence d'ailette • Anneau de guidage du stylet près du sommet du stylet
Longueur	De 2-8 mm	De 4-12mm
Vulve et nombre d'ovaire	Situé à 30% de la longueur du corps, Un ovaire	Situé à 50% de la longueur du corps, deux ovaires
Queue	Conique à ronde extrémité en forme d'un doigt	Conique à ronde avec une petite pointe parfois

IV.4.3. Fixation et montage des spécimens sur lame :

IV.4.3.1. Fixation :

Elle se fait dans le fixateur de **Grisse,** il est composé de :

133 ml de formol à 30%.

10 ml de glycérol.

857 ml d'eau distillée.

Il doit être ajusté pH = 7

IV.4.3.1.1. La déshydratation :

Elle se fait dans deux dans deux solutions

- **Solution (S1) :** elle est composée de

200 ml d'alcool 95%.

10 ml glycérol.

790 ml d'eau.

- **Solution (S2) :** elle est composée de

950 ml d'alcool 95%.

50 ml glycérol.

IV.4.3.1.2. Le protocole :

Pour récupérer les nématodes phytophages, il est conseillé de les pêcher par taxon et de les placer dans des tubes Eppendorf ou des salières contenant de l'eau distillée. Après une décantation d'une heure, l'excès d'eau est pipeté et une goutte de fixateur de Grisse est ajoutée aux nématodes. Le fixateur est chauffé au bain marie jusqu'à l'apparition des premières bulles puis versé sur les nématodes. Après refroidissement, les nématodes sont laissés dans le fixateur pendant au moins trois jours. Ensuite, le fixateur est enlevé, laissant seulement une petite goutte pour éviter le dessèchement des nématodes. Les Eppendorf ou salières sont remplies à moitié avec la solution S1 et sont placées dans un dessiccateur à alcool 95% sans couvercle dans une étuve à 30-40°C pendant 24 heures. Ensuite, les Eppendorf ou salières sont ouverts et les 2/3 du volume de S1 sont retirés et remplacés par le même volume de S2. Les Eppendorf ou salières sont remises dans l'étuve à 35-40°C pendant deux jours avec le couvercle entre-ouvert pour permettre une évaporation lente de l'alcool. Après cela, les Eppendorf sont placés dans un dessiccateur à silicate gel pendant au moins une journée avant le montage des nématodes entre lame et lamelle. Il est possible de les laisser dans le dessiccateur pendant une période indéfinie.

IV.4.3.2. Montage :

Le montage des nématodes commence par l'application d'un anneau de paraffine fondu d'un diamètre de 1 cm (Ø 1cm) sur la lame à l'aide d'un tube en cuivre, suivi du refroidissement de la paraffine. Une goutte de glycérine est ensuite placée dans l'anneau de paraffine, et les nématodes fixés sont déposés dans la goutte de paraffine avant d'être recouverts d'une lamelle. La lame est chauffée légèrement sur une plaque chauffante réglée à la température de fusion de la paraffine, puis laissée refroidir. Enfin, la lame est étiquetée avec les informations pertinentes (numéro de la lame, numéro de l'échantillon, nom du taxon) et rangée dans une boîte à lames.

IV.4.3.2.1. Réalisation de coupes pour l'identification certaines espèces de nématodes :

Afin de procéder à l'identification des espèces des genres Heterodera, Globodera et Meloidogyne, qui sont des nématodes sédentaires, il est nécessaire d'isoler les femelles de leur substrat. Pour les nématodes à kystes, cela implique de les extraire du sol, tandis que pour les nématodes à galles, il faut les isoler des racines. L'identification se base sur des coupes réalisées sur ces femelles isolées. Les caractéristiques taxonomiques pertinentes se situent dans la partie postérieure du corps des femelles, avec des motifs périnéaux (Patterns) chez les *Meloidogyne* et des fenestrations situées au niveau du cône vulvaire pour les nématodes à kystes.

A- Cas des nématodes à kystes :

Matériels :

Boite de Pétri ; eau distillée ; Scalpel ; coupelles ; Epingles entomologique ou cure dent ; Alcool à 70°C ; eau oxygénée à 30V ; essence de girofle ; Loupe binoculaire.

Procédé :

- Extraire les kystes
- Macérer dans de l'eau pour les ramollir
- Couper au 1/3 postérieur par le scalpel sous loupe binoculaire
- Nettoyer cette coupe (cône vulvaire) à l'aide d'1 cure dent ou aiguille (éliminer les graisses et les œufs du corps)
- Placer le cône vulvaire dans une coupelle contenant de l'alcool à 70°C pour la déshydratation pendant 30' mn
- Puis le déplacer dans un bain d'eau oxygénée (30v) pour la décoloration de la cuticule et facilité ainsi l'observation des structures taxonomiques
- Conserver les cônes vulvaires dans l'essence de girofle jusqu'au moment du montage (désinfectant)
-

Montage : Le montage des spécimens de nématodes pour l'identification se fait en les plaçant entre une lame et une lamelle, avec l'utilisation de baume de Canada. Il est important de bien orienter le cône pour permettre une observation précise des

structures nécessaires à l'identification. Cette identification repose sur la morphologie des Fenestralia situées dans la zone postérieure du kyste, également connue sous le nom de "cône vulvaire", dans le cas des espèces d'Heterodera ou Globodera. La structure de cette partie permet de distinguer les différentes espèces en fonction de la présence ou de l'absence de bulbes et de sous-ponts, ainsi que de la forme des différentes stries entourant la vulve.

Groupe *Heterodera schachtii* les kystes sont citriformes les fenestra du cône vulvaire sont semi-fenestrés, avec présence de bulbe et d'un pont et des sous pont ce qui les différencié du cône vulvaire de *H.avenae ,* sans bulbe et sans sous pont

Groupe *Globodera rostenchiensis* les kystes sont arrondis ou piriformes, les fenestra du cône vulvaire sont circum-fenestrés.

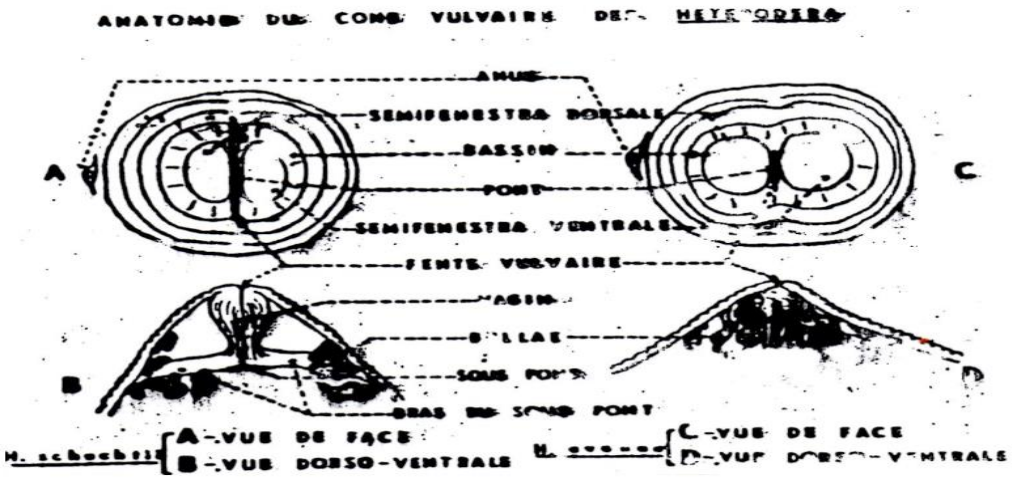


Figure IV.9 : Morphologie des Fenestralia (cône vulvaire) chez les nématodes à kystes.

B- Nématodes à galles (*Meloidogyne*) :

L'identification des espèces de ce genre de nématodes se fait en se basant sur la morphologie de la région périnéale des femelles matures, qui entoure l'anus et la vulve et qui se situe dans la région postérieure. Cette région est caractérisée par des motifs distinctifs appelés "figure périnéale" ou "patterns". Grâce à cette caractéristique

morphologique, il a été possible d'identifier environ une vingtaine d'espèces de ces nématodes.

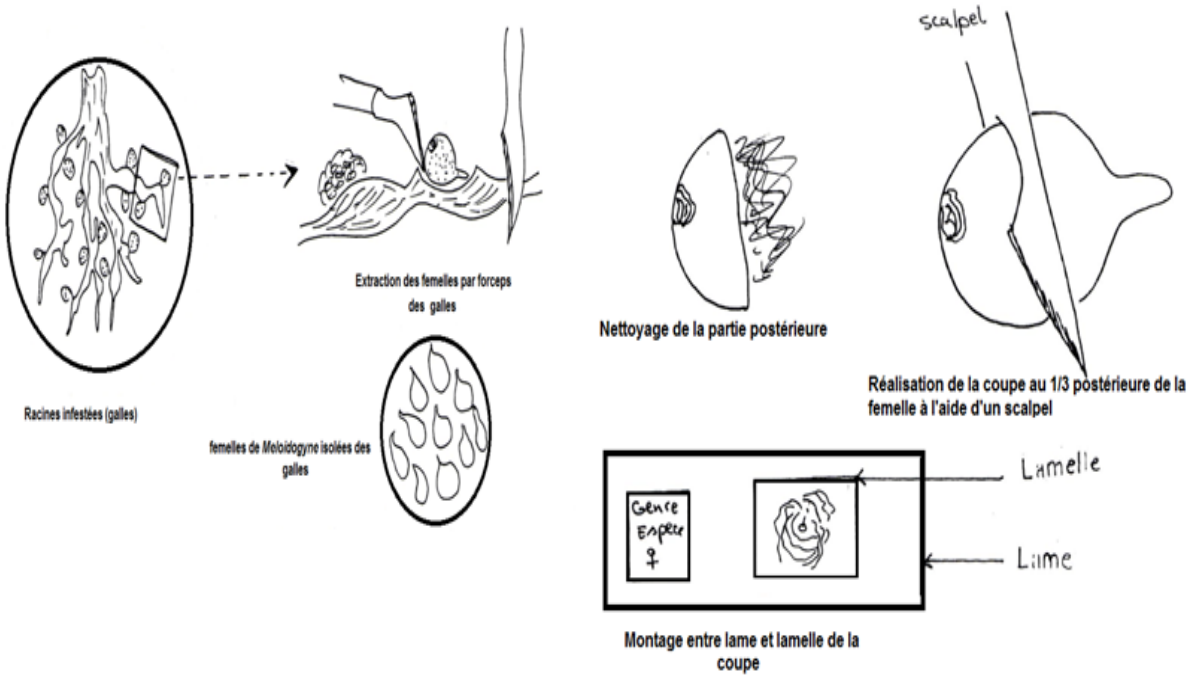


Figure IV.10 : Schéma résumant le procédé pour l'identification des espèces de *Meloidogyne*

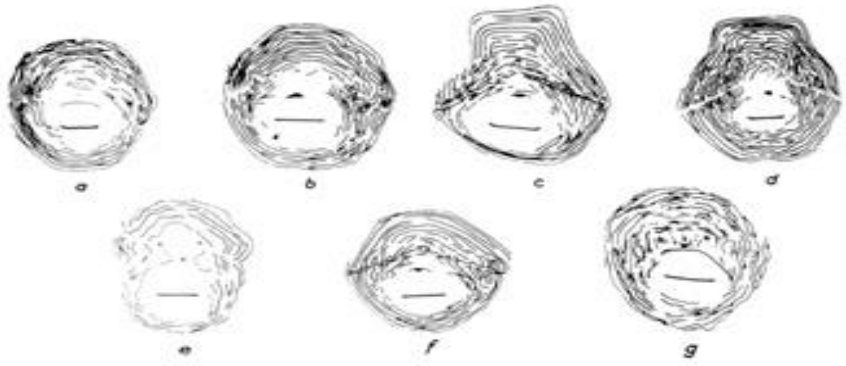


Figure IV.11 : Morphologie des figures périnéales de quelques espèces de *Meloidogyne*

a : *M.halpa* ; b : *M.arenaria* ; c : *M.Thamesi* ; d : *M.incognita* ; e : *M.artiella* ; f : *M.javanica* ; g : *M.naasi*

La ci-dessus représente les schémas des patterns de 7 espèces à importance économique, elles sont décrites comme suit :

- ***M.hapla :*** aspect de la figure périnéale est plus ou moins circulaire, elle est caractérisée par la présence d'une ponctuation au-dessus de l'anus.
- ***M.arenaria* :** forme ovale à circulaire, les stries dans la zone latérales présentes des orientations angulaires.
- ***M.thamesi :*** Arche dorsale plus haut, a un aspect carré et les stries sont incomplètes au niveau de ligne latérale.
- ***M. incognita :*** Arche dorsale plus haut et carré que les lignes des la zone inférieure.
- ***M.javanica* :** caractérisée par la présence de profonds sillons sur les lignes latérales.
- ***M.artiella* et *M.naasi* :** les point correspondant au phasmides (organes sensoriels) sont bien visible et situés de telle manière que la figure périnéale prend l'aspect de la tête d'un singe caractéristique pour chacune d'elle (+ de stries pour *M.naasi*).

IV.4.4. Analyse quantitative :

IV.4.4.1. Evaluation de l'importance d'infestation des nématodes libres :

L'évaluation de l'infestation des nématodes libres vise à déterminer le niveau de parasitisme d'un champ par ces organismes. Des normes internationales ont été établies pour les espèces de nématodes à forte importance économique, afin de déterminer les seuils de tolérance. Si ces seuils sont dépassés, il est nécessaire d'intervenir par des traitements chimiques, en interdisant la culture de plantes hôtes ou en utilisant des variétés résistantes. Les seuils varient selon les espèces de nématodes, les cultures concernées et les conditions environnementales. Pour quantifier la présence de nématodes dans le sol ou les organes végétaux, il est important de partir d'une mesure connue, comme le poids ou le volume. Par exemple, pour le sol, une quantité de 50 g à 250 g ou un volume de 50 cc à 250 cc peut être utilisé, en fonction de la méthode d'extraction choisie.

Pour quantifier les nématodes à partir d'organes végétaux, on utilise toujours une quantité précise en gramme (1g à 10g) en fonction de la disponibilité des échantillons. Après l'extraction, la suspension de nématodes est placée dans un tube à essai de 25 ml, dont 5 ml sont prélevés après une homogénéisation rigoureuse. Ces 5 ml sont ensuite placés dans une cellule de comptage pour identifier et dénombrer les différents taxons présents dans l'échantillon prélevé.

Pour estimer la densité de chaque taxon dans les 25 ml, on multiplie le nombre obtenu par 5. Si l'extraction a été réalisée à partir de 250 g de sol, on multiplie ce résultat par 4 pour obtenir la densité du taxon par kilogramme de sol. Ces calculs permettent d'estimer l'importance de l'infestation des nématodes libres dans un champ et de déterminer si une intervention est nécessaire pour contrôler leur propagation. Les seuils d'intervention varient en fonction des espèces de nématodes, de la culture en place et des conditions environnementales.

Seuils des densités de certains nématodes nuisibles

Nématodes	culture	Seuil de nuisibilité densité.
Dityleneluus dipsaci	Oignon	1 à 5 N / 500 g de sol.
Globodera rostochiensis	P. terre	31 Kystes /100 g de sol
Heterodera goettingiana	Petit pois	11 à 30 kystes /100 ml de sol 700 - 2000 L2 /100 ml de sol
Heterodera schachtsii	betterave	4 - 10 [illegible] / g de sol
Meloidogyne arenaria	tomate, concombre	100 - 200 L2 /100 ml de sol
M. incognita	tabac, tomate	25 - 50 L2 /500 cm³ sol
" - " - " - "	Concombre	100 - 200 L2 /100 ml sol
M. javanica	tomate, concombre	100 - 200 L2 /100 ml sol
Pratylenchus penetrans	P. terre	> 500 N /500 g sol
" " "	Oignon	> 5 N /500 g sol
Pratylenchus brachyurus	tabac	> 200 N /500 cm³ sol

Tableau IV.12 : Seuils de densité de certains nématodes nuisibles

IV.4.5. Etude du degré de l'infestation des différentes parcelles par les nématodes à galles (*Meloidogyne*) :

Pour évaluer le taux d'infestation des cultures maraîchères par les *Meloidogyne* nous nous basons sur deux notions : **L'indice de galles et L'indice de vigueur**

A- L'indice de galles :

L'indice de galle en fin de culture, reste le paramètre nématologique qui permet de mieux apprécier l'état d'infestation d'une parcelle par les nématodes à galle. L'indice de galle est une observation visuelle de l'état des racines, allant de zéro (0) pour les plants sains à cinq (05) pour les plants fortement infestés.

-**Indice 0 :** absence de galles

-**Indice 1 :** quelques petites galles

-**Indice 2 :** nombreuses petits galles

-**Indice 3 :** quelques grosses galles

-**Indice 4 :** nombreuses grosses galles

-Indice 5 : racines complètement envahies

Pour chaque parcelle l'indice de galles moyen (I. G. M) est calculé selon la formule suivante :

$$\mathbf{IGM} = \sum_{i=0-5}^{x_i} = \frac{x_0 + x_1 + \cdots x_n}{n}$$

x_i= indice de galle par plant. *n* = nombre de plants échantillonnes par serre.

L'IGM nous renseigne sur le seuil de nuisibilité pour une culture maraîchère donnée. Il varie selon les cultures.

Poivron ≥ 1 Tomate et aubergine ≥2 Cucurbitacée ≥ 3

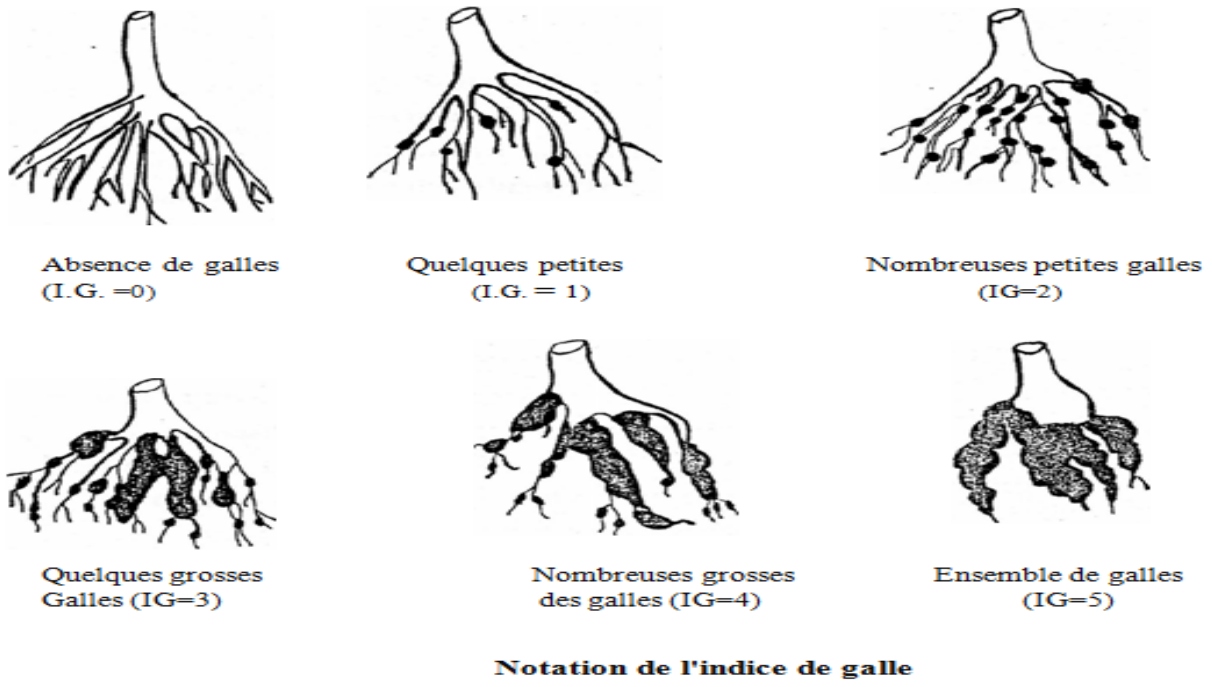


Figure IV.13 : Echelle de notation des indices de galles.

L'enquête nématode est faite annuellement les serres sont classées en 3 catégories :

- **Serres indemnes : IG est égale à zéro :** Dans ce cas il faut renforcer les mesures prophylactiques Pour éviter l'introduction des *Meloidogynes*

  - ❖ Utiliser des plants sains
  - ❖ Employer des variétés résistantes.
  - ❖ Adoption d'un système de rotation équilibré.
  - ❖ Incorporer au sol réservé aux cultures sous serre une quantité importante de fumier bien décomposée.
  - ❖ Éviter le passage du matériel et du personnel d'une serre infestée vers une serre indemne.

- **Serres faiblement infestées :**

IG moyen inférieur à 1 pour les cultures de piments
IG moyen inférieur à 2 pour les cultures de tomates

IG moyen inférieur à 3 pour les cultures de melons.
Dans ce cas l'objectif est la diminution du degré d'infestation du sol par exemple :

- ❖ L'utilisation des variétés résistantes de tomates ou piments.
- ❖ Pratiquer la solarisation.
- ❖ Éviter la monoculture pendant plusieurs années

- **Serres fortement infestées :**

IG moyen supérieur à 1 pour les cultures de piments
IG moyen supérieur à 2 pour les cultures de tomates
IG moyen supérieur à 3 pour les cultures de melons.
Dans ce cas le traitement chimique s'impose.

B- L'indice de vigueur :

Notation visuelle de l'état végétatif des plants. Il varie de (0) les plants de très faible vigueur à mourant à (4) pour les plants les plus vigoureux et de bonne santé

Il existe une nette corrélation (négative) entre ces deux indices (si **IG** ↑ **IV**↓).

- **Conclusion :**

En conclusion, l'étude des nématodes est essentielle pour comprendre leur biologie et leur rôle dans les écosystèmes, ainsi que pour gérer les populations de nématodes nuisibles dans les cultures agricoles. Les méthodes d'échantillonnage, d'extraction, de fixation, de montage et d'identification décrites dans ce chapitre sont des outils clés pour étudier les nématodes et comprendre leur diversité. Cependant, il est important de noter que ces méthodes ne sont pas sans limites, et que les chercheurs doivent être conscients des biais potentiels et des erreurs d'identification. Les techniques de lutte biologique et les pratiques culturales peuvent également être utilisées pour contrôler les populations de nématodes nuisibles dans les cultures. En fin de compte, la compréhension des nématodes et de leur biologie est essentielle pour protéger les cultures, préserver l'environnement et assurer la sécurité alimentaire pour les générations à venir.

CHAPITRE V : METHODES DE LUTTE.

- **Introduction :**

Les nématodes phytopathogènes sont des parasites microscopiques qui causent d'importants dommages aux cultures agricoles à travers le monde. Pour lutter contre ces parasites, de nombreuses méthodes de lutte ont été développées, allant des pratiques culturales traditionnelles aux méthodes de lutte biologique et chimique plus modernes. Le but de ce chapitre est d'explorer les différentes méthodes de lutte contre les nématodes phytopathogènes, en se concentrant sur leurs avantages et leurs limites. Nous discuterons également de l'importance de la mise en œuvre d'une approche intégrée pour la lutte contre les nématodes, qui implique l'utilisation de plusieurs méthodes de lutte de manière complémentaire pour assurer une gestion efficace et durable des populations de nématodes. Enfin, nous examinerons les aspects éthiques et environnementaux de la lutte contre les nématodes, et les défis à relever pour assurer la production de cultures saines et durables.

V.1. Principe de lutte contre les nématodes phytophages :

La lutte préventive vise à empêcher l'installation ou la propagation des nématodes sur une culture. Les méthodes prophylactiques incluent l'utilisation de semences saines, la rotation des cultures, la désinfection du sol avant la plantation, l'utilisation de fumier composté et la gestion appropriée de l'irrigation. Les méthodes culturales consistent à utiliser des variétés résistantes, à densifier les cultures, à maintenir une bonne nutrition des plantes et à éviter les stress hydriques et thermiques.

Quant à la lutte curative, elle vise à réduire les populations de nématodes déjà installées dans le sol ou les organes végétaux. Les méthodes physiques incluent la solarisation, le paillage et l'utilisation de pièges à nématodes. Les méthodes chimiques utilisent des nématicides, mais ces produits peuvent avoir des effets néfastes sur l'environnement et la santé. Les méthodes génétiques consistent à utiliser des plantes transgéniques résistantes aux nématodes. Enfin, la lutte biologique utilise des agents de lutte

biologique tels que des nématophages, des antagonistes microbiens et des prédateurs naturels pour contrôler les populations de nématodes.

Il est important de souligner que la lutte contre les nématodes phytophages doit être adaptée à chaque situation et être mise en place de manière intégrée pour maximiser son efficacité tout en minimisant les impacts négatifs sur l'environnement et la santé.

V.1.1. Lutte préventive :

Il s'agit de méthodes visant à empêcher la propagation et la dissémination des nématodes en utilisant des pratiques culturales et des techniques prophylactiques :

A- Méthodes prophylactiques :

Se résume en un certain nombre de mesures et de pratiques comme :

- **L'utilisation du matériel végétal sain** tels que les semences, les tubercules et les plants racinés est une méthode de lutte contre les nématodes phytophages. Cette technique permet de réduire les risques de propagation de ces parasites, car les nématodes peuvent être transportés dans les tissus végétaux infectés. En utilisant du matériel végétal sain, les agriculteurs peuvent minimiser les risques de propagation des nématodes dans leurs cultures et éviter ainsi des pertes économiques.
- **L'eau d'irrigation** peut être une source d'infestation par les nématodes, ce qui rend essentiel de prévenir l'écoulement de l'eau contaminée d'une parcelle infectée vers une autre saine. Des mesures doivent être prises pour minimiser la propagation des nématodes par l'eau d'irrigation, car ceux-ci peuvent survivre dans l'eau pendant des périodes prolongées. Les pratiques visant à limiter le mouvement de l'eau entre les parcelles peuvent inclure l'utilisation de barrières physiques et de fossés de drainage pour empêcher l'écoulement de l'eau contaminée. En outre, les agriculteurs peuvent également envisager d'utiliser des systèmes d'irrigation localisée pour réduire l'utilisation d'eau et minimiser la propagation des nématodes.

- **L'arrachage et l'élimination des racines infestées et des plantes adventices** peuvent être une méthode efficace pour réduire l'infestation par les nématodes. Les racines et les plantes infectées peuvent être une source majeure d'infestation, car les nématodes peuvent survivre dans les tissus végétaux morts. En retirant et en éliminant soigneusement les plantes infectées, les agriculteurs peuvent réduire la quantité de nématodes présents dans le sol. Cette méthode est souvent utilisée en combinaison avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes, telles que la rotation des cultures et l'utilisation de plantes résistantes aux nématodes. Il est important de noter que l'arrachage et l'élimination des plantes infectées doivent être effectués avec précaution pour éviter la propagation des nématodes vers d'autres parcelles.
- **Le contrôle de transport de sol par le matériel d'exploitation** Il est également important de contrôler tout transport de sol par le matériel d'exploitation pour prévenir la propagation des nématodes. Les nématodes peuvent survivre dans le sol et se propager d'une parcelle à l'autre via des équipements agricoles tels que les tracteurs et les outils de labourage. Les agriculteurs doivent donc prendre des mesures pour limiter la propagation des nématodes par le sol transporté par les équipements, notamment en nettoyant et en désinfectant régulièrement le matériel d'exploitation avant de le déplacer entre les parcelles. Des mesures de précaution similaires doivent également être prises pour le transport du sol par d'autres moyens tels que les chaussures et les pneus de véhicules pour minimiser la propagation des nématodes entre les parcelles.

B- Méthodes culturales :

- **Rotations des cultures** Des rotations culturales adéquates peuvent contribuer à réduire les populations de nématodes dans les parcelles agricoles. Il est recommandé d'alterner les cultures sensibles avec des cultures non hôtes, telles que les plants greffés, afin de minimiser les risques d'infestation par les nématodes. Éviter de répéter des cultures sensibles sur une zone déjà infestée est également important pour réduire la propagation des nématodes. En utilisant des rotations culturales

appropriées, les agriculteurs peuvent réduire la pression des nématodes sur leurs cultures et améliorer ainsi la santé et la productivité de leurs cultures. Les rotations culturales sont souvent utilisées en combinaison avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes pour maximiser leur efficacité.

- **Utilisation des cultures pièges** et les plantes nématicides en rotation peut être une méthode efficace pour lutter contre les nématodes. Les cultures pièges sont des plantes spécialement conçues pour attirer et piéger les nématodes, tandis que les plantes nématicides ont la capacité de tuer ou de réduire la population de nématodes dans le sol. En alternant ces cultures avec les cultures principales, les agriculteurs peuvent réduire la pression des nématodes sur leurs cultures principales et minimiser les risques d'infestation. Cette méthode est souvent utilisée en combinaison avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes, telles que la rotation des cultures et l'utilisation de plantes résistantes aux nématodes, pour maximiser leur efficacité. Les cultures pièges et les plantes nématicides sont une alternative écologique aux produits chimiques de synthèse, contribuant ainsi à la durabilité de l'agriculture.
- **Un labour profond en période très sèche** des études ont montré que le labour profond en période sèche peut entraîner la dessiccation d'environ 60 à 70 % des nématodes dans le sol. Cette méthode consiste à labourer le sol à une profondeur suffisante pour exposer les nématodes aux conditions sèches de la surface du sol, où ils peuvent être déshydratés et tués. Cependant, il est important de noter que cette méthode peut également avoir des effets négatifs sur la structure et la qualité du sol, notamment en favorisant l'érosion et en réduisant la fertilité du sol. Par conséquent, il est recommandé d'utiliser cette méthode avec précaution et en combinaison avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes pour minimiser les risques d'effets secondaires indésirables.
- **Les inondations des terrains pendant de longues périodes** des études ont montré que l'inondation des terres peut diminuer significativement la

population de nématodes en créant des conditions d'anaérobiose qui sont défavorables à leur survie. Cependant, cette méthode ne peut être utilisée que dans des cas exceptionnels, car elle peut avoir des effets négatifs sur les cultures, la qualité du sol et l'environnement. Les agriculteurs doivent être prudents lorsqu'ils utilisent cette méthode et la combiner avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes pour minimiser les risques d'effets secondaires indésirables. En utilisant une approche intégrée de lutte contre les nématodes, les agriculteurs peuvent améliorer la santé et la productivité de leurs cultures tout en minimisant les risques pour l'environnement et la santé humaine.

- **Les amendements organiques** l'utilisation d'amendements organiques peut être une méthode efficace pour inhiber le développement des nématodes phytoparasites dans le sol. Certains amendements organiques, tels que le Nematorg, sont connus pour avoir un effet nématicide en raison de leur teneur en nutriments et en composés bioactifs qui stimulent la croissance des plantes et inhibent la croissance des nématodes. Le Nematorg est un fertilisant organique qui contient 3 % d'azote, 1,5 % de phosphore et 1 % de potassium et est issu d'un tourteau végétal. Il est utilisé pour améliorer la fertilité du sol et la croissance des plantes, tout en protégeant les cultures des attaques de nématodes. Cette méthode peut être combinée avec d'autres techniques de lutte contre les nématodes, telles que les rotations culturales et les pratiques culturales appropriées, pour obtenir des résultats optimaux. Cependant, il est important de noter que l'utilisation excessive d'amendements organiques peut avoir des effets négatifs sur la qualité du sol et l'environnement, il est donc recommandé d'utiliser cette méthode avec précaution et de suivre les recommandations du fabricant.
- **Limiter l'inoculum de nématodes dans le sol** est une méthode essentielle pour prévenir la propagation de l'infestation. Cela peut être réalisé en retirant soigneusement les racines des cultures infectées du sol à la fin de la saison de croissance. Il est également important de surveiller

les plants de pépinières et de terreau pour s'assurer qu'ils ne sont pas contaminés par des nématodes. Enfin, le nettoyage du matériel de culture et de travail après utilisation dans une serre infectée peut aider à limiter la propagation des nématodes. Ces mesures préventives doivent être prises régulièrement pour minimiser l'inoculum de nématodes dans le sol et prévenir la dissémination de l'infestation.

- **L'utilisation de porte-greffes résistants** aux nématodes est une méthode efficace pour prévenir l'infestation des cultures. Les variétés résistantes peuvent être obtenues par sélection génétique ou par hybridation de différentes variétés pour obtenir des caractéristiques de résistance. En utilisant des porte-greffes résistants, les nématodes ne peuvent pas se nourrir ou se reproduire, ce qui réduit la densité de la population dans le sol. Cette méthode est particulièrement utile pour les cultures à cycle long telles que les arbres fruitiers et les vignes, où le coût de l'infestation est élevé. Pour les cultures de tomates et d'aubergines, l'hybride interspécifique de type KNVF est un porte-greffe résistant aux nématodes, au verticillium et au fusarium. Cet hybride est issu du croisement de deux variétés de tomates, Lycopersicon esculentum et Lycopersicon hirsutum. Il possède un gène de résistance, appelé "Mi", qui lui confère une réaction d'hypersensibilité contre le nématode Meloidogyne. Cette résistance permet de limiter l'infestation des cultures et de maintenir une production stable et saine.

V.1.2. Lutte curative :

Pour diminuer l'infestation des nématodes à un niveau économiquement tolérable, il est possible d'agir directement contre ces parasites en utilisant plusieurs moyens. Ces méthodes visent à réduire la population de nématodes de manière significative.

A- Méthodes physiques :

- **La désinfection vapeur :** La désinfection vapeur est une méthode qui consiste à injecter de la vapeur sous une bâche imperméable recouvrant le sol pendant 1h30 à 3h. Cette méthode est efficace à court terme, mais elle a des inconvénients importants. Tout d'abord, elle détruit l'ensemble de la microfaune du sol. De plus, elle ne nettoie que les couches superficielles du sol et doit être répétée chaque année, ce qui représente un coût élevé. Enfin, il faut compter environ un mois pour traiter un hectare de tunnels.



Figure V.1 : Désinfection vapeur

- **Technique de solarisation du sol :** La technique de solarisation consiste à recouvrir le sol d'une bâche plastique transparente pendant la période estivale. Avant cela, les plants sont arrachés et un labour superficiel est effectué à la parcelle, à une profondeur de plus de 25-30 cm. Le sol est ensuite arrosé jusqu'à saturation avant d'être recouvert immédiatement par la bâche plastique. Les bordures sont enterrées à une profondeur de plus de 50 cm pour maintenir la couverture en place. Cette technique permet d'élever la température du sol grâce à l'effet de serre généré par la bâche plastique, tout en maintenant l'humidité du sol. L'eau joue également un rôle important en tant que vecteur de chaleur. La solarisation permet de

protéger les cultures contre les adventices, certains agents pathogènes et les ravageurs tels que les nématodes, qui ont besoin de plantes hôtes pour survivre. En maintenant l'humidité du sol, la solarisation favorise également l'éclosion des œufs de Meloidogyne, qui sont des parasites obligatoires. En l'absence de plantes hôtes, ces œufs éclosent et les nématodes meurent faute de pouvoir se nourrir. La solarisation peut donc réduire efficacement la population initiale de nématodes présente dans le sol. Cependant, cette technique ne permet de traiter qu'une couche superficielle du sol et doit être répétée chaque année. De plus, elle entraîne la destruction de la microfaune du sol. Enfin, le coût de la solarisation est élevé et sa mise en œuvre nécessite environ 8 semaines, ce qui limite son utilisation à des situations spécifiques.



Figure V.2 : Solarisation en plein champs et sous abri

B- Méthodes chimiques :

La lutte chimique est actuellement la méthode la plus répandue et la plus appréciée par les agriculteurs, bien qu'elle soit également la plus coûteuse. Cette méthode peut être réalisée en désinfectant le sol avant la plantation avec des produits fumigants, tels que le bromure de méthyle, le dibromoéthane, le dichloropropène et le dazomet, qui agissent par contact et sont très coûteux. Les produits systémiques peuvent également être utilisés pour traiter la culture en place, tels que l'Aldicarbe, le Parathion et le Thionazine, qui inhibent la pénétration des nématodes dans les plantes hôtes et les tuent par suite à la prise de nourriture qui est la sève.

Le principal avantage de la lutte chimique est que les populations de nématodes peuvent être réduites à de très faibles densités en un temps très court. Cependant, les possibilités d'utilisation de ces produits sont assez limitées et risquent de le devenir encore plus pour des raisons de pollution, de toxicité et de leur action polyvalente qui perturbe l'équilibre biologique du sol. Il est donc important de rechercher des alternatives plus durables et écologiques à cette méthode.

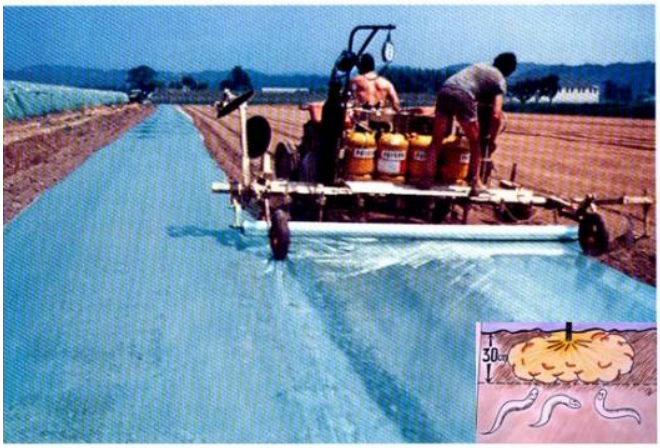


Figure V : Désinfection chimique au moyen de fumigants nématicide

C- Moyens biologiques :

La lutte biologique est une approche alternative à la lutte chimique, qui utilise des micro-organismes bénéfiques ou des biopesticides d'origines diverses pour contrôler les agents phytopathogènes. Cette méthode repose sur l'activité antagoniste de ces organismes vivants, souvent associée à la production de métabolites secondaires chez les plantes. En utilisant cette approche, on peut réduire la dépendance à l'égard des pesticides chimiques et promouvoir une agriculture plus durable et respectueuse de l'environnement.

- **Les champignons prédateurs** possèdent un réseau mycélien ramifié qui forme des boucles, des boutons ou des anneaux et qui sécrète de la glu. Le nématode peut se retrouver piégé dans ce réseau pendant ses déplacements. L'INRA d'Antibes a encouragé l'utilisation d'un de ces champignons en France, appelé *Arthrobotrys irregularis* et commercialisé sous le nom de S350 puis T350.

L'efficacité de ce produit est satisfaisante lorsqu'il s'installe correctement dans le sol, mais cela n'est pas toujours le cas. Actuellement, aucun produit commercial n'est disponible, mais plusieurs équipes de recherche travaillent sur ce sujet.

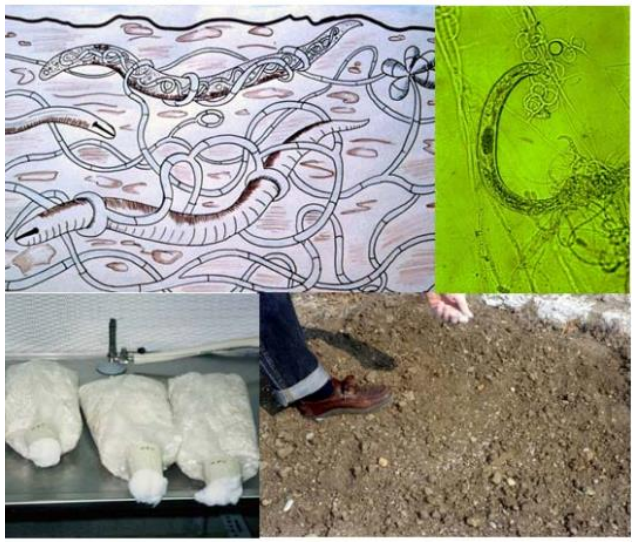


Figure V.3 : Le champignon *Arthrobotrys* prédateur de larve de *Meloidogyne*

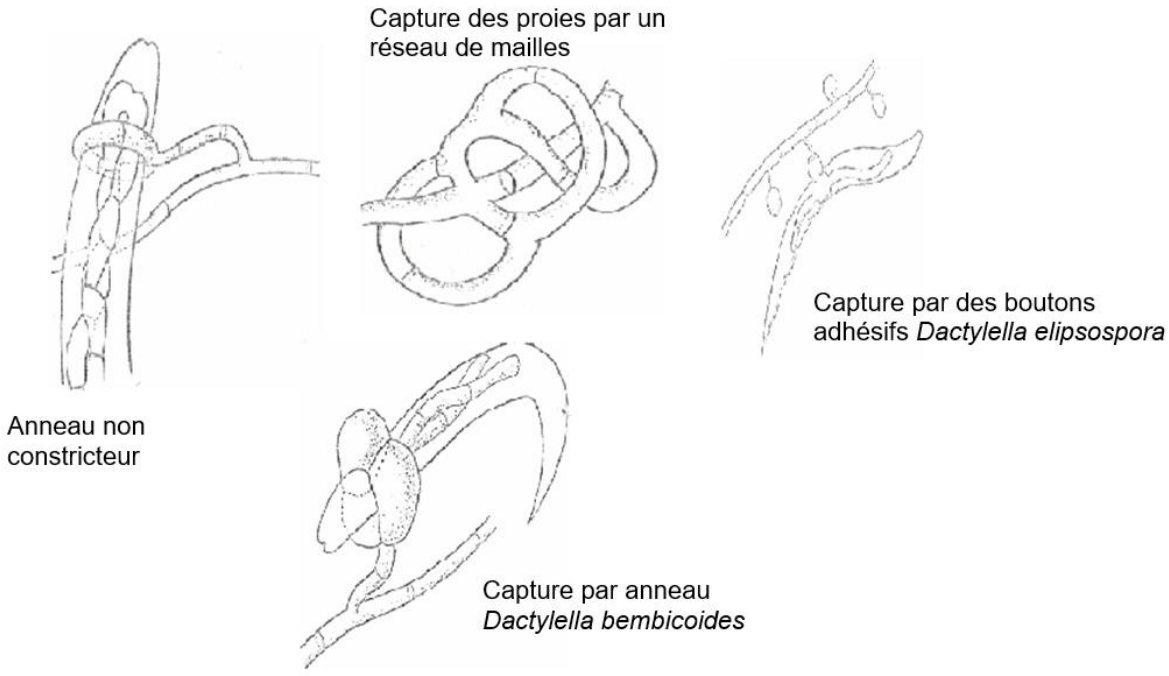


Figure V.4 : Schéma de différents organes de captures des champignons prédateurs

Champignons parasites des œufs : Paecilomyces lilacinus est un parasite des œufs de *Meloidogyne* et a été largement étudié (Figure 8). Cependant, il est uniquement utilisé aux Philippines, en Afrique du Sud et en Angleterre et n'est efficace que dans les sols acides. Un autre champignon, Verticillium (Pocconia) chlamydosporium, qui parasite également les oeufs de Meloidogyne, est actuellement étudié, mais sa commercialisation en France est encore éloignée. Ce champignon montre une efficacité satisfaisante dans les conditions tropicales, mais moins bonne dans les conditions du sud de l'Europe.

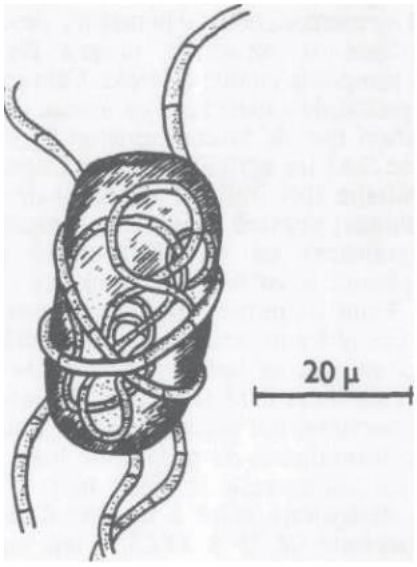


Figure V.5 : Œuf de Nématode parasité par un Champignon oviade.

- **Champignons à spores adhésives** sont capables de parasiter les nématodes, tels que *Catenaria anguillulae*, *Myzocytium lenticulare*, *M. anomalum*, *Meristacrum asterospermum*, *Meria coniospora*, *Nematoctonus leiosporus et Hirsutella*. Ces champignons appartiennent à différentes classes, notamment les Oomycètes, les Zygomycètes, les Deutéromycètes, les Basidiomycètes et les Hyphomycètes. Ils ont la capacité de se fixer sur la cuticule des nématodes, de pénétrer dans leur corps et de les parasiter en produisant un mycélium qui envahit le corps de l'hôte.

Ces champignons ont le potentiel d'être utilisés comme agents de lutte biologique contre les nématodes, mais leur utilisation pratique est limitée car ils sont des parasites obligatoires et ne peuvent pas être cultivés facilement sur des milieux synthétiques. Cependant, certains Hyphomycètes à spores adhésives, du genre Hirsutella, peuvent être cultivés sur plusieurs milieux artificiels, mais aucune application industrielle n'est encore au point à ce jour.

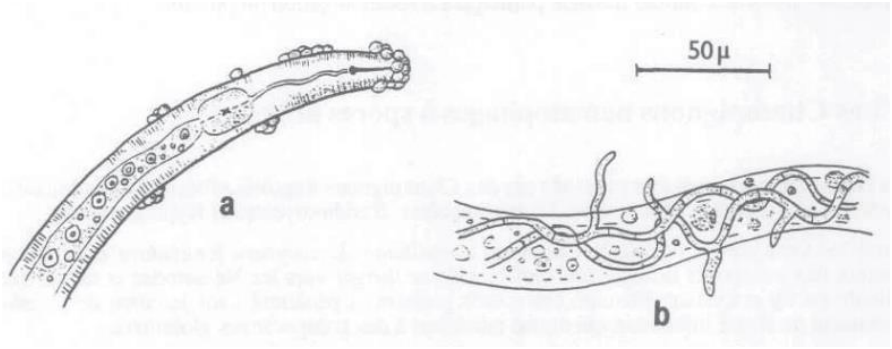


Figure V.6 : *Hirsutella*

a : spores adhésives sur la cuticule d'un Nématode ; b : filaments envahissant le corps de hôte.

- **Les mycorhizes** Ces champignons ont une relation bénéfique avec les racines des plantes en formant une association symbiotique. Ils améliorent la nutrition de la plante, stimulent la croissance racinaire, réduisent la vulnérabilité aux maladies et pourraient agir comme antagonistes intra-racinaires des nématodes. Cependant, il n'a pas encore été clairement prouvé que cette méthode est efficace.

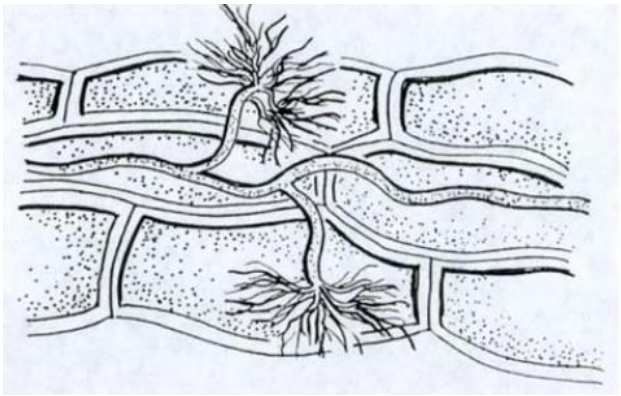


Figure V.7 : Endomycorhize à arbuscule dans les cellules d'une racine.

- **Les bactéries antagonistes des nématodes** Pasteuria penetrans est une bactérie capable de parasiter les nématodes de manière très efficace, réduisant leur population jusqu'à 80%. Cependant, l'utilisation pratique de cette méthode est limitée en raison de l'étroite spécificité des souches bactériennes et de leur statut de parasite obligatoire. En d'autres termes, cette méthode est très spécifique et ne fonctionne que sur certains types de nématodes, ce qui la rend moins pratique à utiliser. De plus, la bactérie a besoin d'un hôte vivant pour survivre et se reproduire, ce qui rend difficile sa culture en laboratoire pour une utilisation plus répandue.



Figure V.8 : Spores bactériennes sur nématodes

- **Utilisation de plantes nématicides** Plus de 200 espèces de plantes ont été étudiées pour leurs propriétés nématicides et certaines sont utilisées en Afrique, en Amérique du Sud et en Asie pour protéger les cultures. Les plantes nématicides sont introduites dans les rotations culturales, et certaines sont enfouies comme engrais vert, comme les Crotalaires, les Radis fourragers et la Rue. D'autres plantes, comme le Cosmos, le Panicum sp, l'Eragrostis sp et le Tagetes sp, sont utilisées sans enfouissement et ont permis de réduire le nombre de galles sur les racines de tomates. Les plantes nématicides piègent souvent les nématodes dans leurs racines, tandis que la décomposition des engrais verts libère des acides gras volatils qui peuvent également avoir un effet nématicide dans le sol.
- **Les tourteaux et amendements organiques : la « biofumigation »** Des expériences ont été menées pour évaluer l'efficacité des tourteaux végétaux de

neem et de ricin dans la lutte contre les nématodes. Les résultats ont montré que l'application de ces tourteaux au printemps pendant plusieurs années pourrait avoir un effet cumulatif intéressant. Cependant, les résultats étaient inconstants selon les années et les sites, et peu efficaces lorsque l'infestation était très importante. En revanche, d'autres études ont démontré que l'apport de matière organique compostée (végétale ou animale) peut améliorer la qualité du sol, augmenter la tolérance des plantes aux nématodes et avoir une action bénéfique sur les prédateurs ou les parasites naturels des nématodes. Les substances volatiles produites lors de la décomposition de cette matière organique auraient également un effet sur les nématodes à galles. Toutefois, ces résultats peuvent varier en fonction du type de sol et de la température qui influencent la dégradation de la matière organique.

V.1.3. La lutte intégrée :

Toutes ces méthodes prises individuellement ne permettent pas un bon contrôle des nématodes à galles. Des combinaisons de méthodes (lutte intégrée) sont conseillées : une prophylaxie préalable indispensable, puis par exemple une désinfection vapeur et l'apport d'un auxiliaire naturel qui s'installera plus facilement en l'absence d'antagonistes, ou encore une solarisation et une biofumigation pour accélérer la libération des toxines. Néanmoins, sans une bonne gestion des rotations culturales introduisant des plantes « de coupure » du cycle du nématode, il sera difficile de lutter de manière durable.

- **Conclusion :**

En conclusion, les nématodes phytopathogènes sont des organismes nuisibles qui peuvent causer des pertes de rendement importantes dans les cultures agricoles. La lutte contre ces parasites est un défi majeur pour les agriculteurs et les chercheurs, mais il existe plusieurs méthodes de lutte efficaces. Les pratiques culturales, telles que la rotation des cultures, le choix de plantes résistantes et l'amélioration de la qualité du sol, peuvent aider à limiter la propagation des nématodes. La lutte biologique, qui implique l'utilisation d'organismes vivants pour contrôler les populations de nématodes,

est une méthode de lutte de plus en plus populaire et efficace. Enfin, l'utilisation de traitements chimiques peut également être efficace, mais elle doit être utilisée de manière responsable et en conformité avec les normes environnementales et réglementaires en vigueur. En outre, une approche intégrée et durable est nécessaire pour la gestion des populations de nématodes phytopathogènes. Cette approche nécessite une compréhension approfondie de la biologie et de l'écologie des nématodes, ainsi que la mise en œuvre de stratégies de lutte efficaces qui s'adaptent aux conditions locales. En fin de compte, la lutte contre les nématodes phytopathogènes est une entreprise complexe et continue, qui nécessite une collaboration étroite entre les agriculteurs, les chercheurs, les régulateurs et les consommateurs pour assurer la production de cultures saines et durables.

Conclusion générale :

Les nématodes phytophages sont des parasites qui se nourrissent de la sève des racines des plantes, ce qui peut causer des dommages importants aux cultures et aux plantations. Pour mieux comprendre ces parasites microscopiques, la nématologie s'intéresse à leur morphologie, leur écologie et leur biologie.

La morphologie des nématodes est caractérisée par leur corps cylindrique et leur système nerveux. Ils possèdent également des glandes qui leur permettent de produire des enzymes pour digérer les tissus végétaux. Ces caractéristiques morphologiques ont été étudiées pour mieux comprendre le mode de vie et le comportement des nématodes.

L'écologie et la biologie des nématodes phytophages sont également étudiées pour mieux comprendre leur mode de vie et leur cycle de vie. Les nématodes peuvent vivre dans le sol ou sur les racines des plantes, où ils se nourrissent de la sève. Ils ont un cycle de vie complexe, avec des stades de développement qui peuvent être influencés par les conditions environnementales.

Les maladies et les symptômes causés par les nématodes phytophages ont également été étudiés dans le cadre de la nématologie. Les nématodes peuvent causer des dommages directs aux racines des plantes, mais ils peuvent également transmettre des virus et des bactéries aux plantes. Les symptômes les plus courants sont le jaunissement des feuilles, la diminution de la croissance et la mort prématurée des plantes.

L'étude nématologique comprend également la mise au point de méthodes de lutte contre les nématodes phytophages. La détection précoce est essentielle pour éviter la propagation des nématodes et minimiser leur impact sur les cultures. La gestion des cultures, notamment la rotation des cultures et l'utilisation de plantes de couverture, peut également aider à minimiser l'impact des nématodes sur les cultures. Enfin, la lutte intégrée, qui combine plusieurs méthodes de lutte, peut être efficace pour contrôler les populations de nématodes.

En somme, la nématologie est une discipline importante dans le domaine de l'agriculture et de la biologie. Elle permet de mieux comprendre les nématodes phytophages et de développer des méthodes de lutte efficaces pour minimiser leur impact sur les cultures. Les avancées dans ce domaine ont contribué à la protection des rendements et à la production agricole.

Références bibliographiques :

1. Agrios, G.N. (1997). Plant Pathology (4th ed.). Academic Press.

2. Agrios, G.N. (2005). Plant Pathology (5th ed.). Elsevier Academic Press.

3. Ayadi, F. (2015). Les nématodes dans les cultures sous serres. Station de défense des cultures du sud Sfax, Tunisie.

4. Bertrand, C. (2001). Lutter contre les nématodes à galles en Agriculture Biologique. GRAB (Groupe de recherche en agriculture biologique). Avignon, France.

5. Burton, Y., Endo, Ulrich Zunke, & William P. Wergin. (1997). Ultrastructure of the Lesion Nematode, Pratylenchus penetrans (Nemata: Pratylenchidae). Journal of Helminthology and Society of Washington, 64(1), 59-95.

6. Djian-Caporalino, C., Védie, H., & Arrufat, A. (2009). Gestion des nématodes à galles : lutte conventionnelle et luttes alternatives. L'atout des plantes pièges. Phytoma, septembre 2009, 18 pages.

7. Cayrol, J.-C., Djian-Caporalino, C., & Panchaud-Mattei, E. (1995). La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. Courrier de la Cellule Environnement de l'INRA, 17. Laboratoire de Biologie des Invertébrés, INRA, BP 2078, 06606 Antibes.

8. Coyne, D. L., Nicol, J. M., & Claudius-Cole, B. (1983). Les nématodes des plantes : Un guide pratique des techniques de terrain et de laboratoire. Secrétariat SP-IPM, Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA), Cotonou, Bénin, ISBN 978-131-348-x.

9. De Guiran, D. G., & Netscher, C. (1970). Les nématodes du genre Meloidogyne, parasites de cultures tropicales. Cahiers ORSTOM, Série Biologie, 11: 151-182.

10. De Guiran, G. (1979). Survie des nématodes dans les sols secs et saturés d'eau : œufs et larves de Meloidogyne incognita. Revue Némafol., 2(1), 65-77. INRA, Station de Recherches sur les Nématodes, B.P. 78, 06602 Antibes, France.

11. De Guiran, G. (1980). Facteurs induisant chez Meloidogyne incognita un blocage du développement des œufs considéré comme une diapause. Revue Nematol., 3(1), 61-69.

12. Diongue, A. (1996). Initiation à la nématologie : application aux cultures maraîchères. Mémoire Technique Supérieure, Spécialité Protection de végétaux, Département de Protection des végétaux, Niamey BP 12625- Niger, 52 p.

13. Diop, L. (1995). Transport passif des nématodes phytoparasites dans l'eau de ruissellement à Thyssé Kaymor (Nioro du Rip - Sénégal). Mémoire D.E.A.

Biologie animale, Faculté des Sciences et Techniques, Université Cheikh Anta Diop de Dakar, 67 p.

14. Evans, K., & Stone, A. (1977). A Review of the Distribution and Biology of the Potato Cyst-Nematodes Globodera rostochiensis and G. pallida. Biology. https://doi.org/10.1080/09670877709412426

15. Fortuner, R., & Maggenti, A. R. (1987). A reappraisal of Tylenchina (Nemata). 4. The family Anguinidae Nicoll, 1935 (1926). Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology, 108.

16. Ghelder C. (2020). Le locus de résistance Ma des Prunus vis-à-vis des nématodes à galles : Originalité structurale et évolution dans la famille des NBS-LRRs chez les plantes. Thèse de Doctorat, Univ. Côte-d'Azur, France, 203p.

17. Mukhaimar M. (2015). Sources naturelles de la résistance contre les nématodes à galles Meloidogyne javanica chez la plante modèle Arabidopsis thaliana. Thèse de Doctorat, Uni.Paris-Sud, France, 114p.

18. Prot, J. C. (1984). Introduction à la nématologie. Office de la recherche scientifique et technique outre-mer, Dakar, Sénégal, 66p.

19. Rashidifard, M., Shokoohi, E., Hoseinipour, A., & Jamali, S. (2015). Tylenchulus semipenetrans (Nematoda: Tylenchulidae) on pomegranate in Iran. Australasian Plant Dis. Notes, 10(2), 2. https://doi.org/10.1007/s13314-014-0157-7

20. Shokoohi, E., Fourie, H., Swart, A., & Panahi, H. (2018). Morphological and molecular characters of three Ditylenchus species from Iran. Tropical Zoology, 31(3), 119-138. https://doi.org/10.1080/03946975.2018.1482700

21. Siddiqi, M. R. (1974). Tylenchulus semipenetrans. CIH Descriptions of plant-parasitic nematodes. Set 3, No. 34. Farnham Royal, UK, Commonwealth Agricultural Bureaux, 4 pp.

22. Stone, A. R. (1973). Heterodera pallida and Heterodera rostochiensis. CIH Descriptions of Plant-parasitic Nematodes, No.16 and 17. CAB International, Wallingford, UK.

23. Wharton, D. A. (2002). Life at the limits-organisms in extreme environments. Cambridge University Press. https://doi.org/10.1017/CBO9780511541496

24. Heve, W. K., Crow, W. T., & Mengistu, T. (2015). Dagger Nematode Xiphinema spp. (Cobb, 1913) Inglis, 1983 (Nematoda: Enoplea: Dorylaimia: Dorylaimina: Xiphinematinae). IFAS Extension, University of Florida, EENY 626.

Table des matières

Table des matières

Introduction 1

Chapitr I : Morphologie et anatomie des nématodes phytophages. 4

- Introduction……..……..4

I.1. Morphologie des nématodes phytophages.……..……..……..……..4
I.1.1. Morphologie externe. 3
I.1.2. Morphologie interne……..……..6
I.1.2.1. Le fourreau épidermique-musculaire ……..……..7
I.1.2.1.1. La cuticule……..……..7
I.1.2.1.2. L'épiderme …… ..7
I.1.2.1.3. La musculature …… ….7
I.1.2.2. La cavité générale ……..……..……..……8
I.1.2.3. Le tube digestif ……..…….. ……..……...8
I.1.2.3.1. La cavité buccale ……..…….. ……..……...8
I.1.2.3.2. L'œsophage …….. ……..……8
I.1.2.3.3. L'intestin……..……..10
I.1.2.4. L'appareil excréteur...……..……11
I.1.2.5. Le système nerveux ...……..……..11
I.1.2.6. L'appareil reproducteur ……..……..……11
I.1.2.6.1. L'appareil reproducteur femelle..……..……11
I.1.2.6.2. L'appareil reproducteur mâle ……..……....13
I.2. Classification des nématodes phytophages……..……..……14
I.3. Classification des nématodes selon le régime alimentaire…… ……..……16

- **Conclusion**……..……..……..……17

CHAPITRE II : ECOLOGIE ET BIOLOGIE DES NEMATODES PHYTOPHAGES 18

- Introduction……..……18

II.1. Ecologie des nématodes phytophages……..……..18
II.1.1. La dissémination des nématodes phytoparasites. Les migrations dans le sol……..……..……18
II.1.2. Les facteurs influençant la répartition des nématodes phytoparasites……..19
II.1.3. Les formes de conservation des nématodes ……20
II.2. Biologie des nématodes phytoparasites ……..……21
II.2.1. Les différents modes de parasitisme ……21
II.2.2. Les différents modes de reproduction……22

- Conclusion……..22

Chapitre III : Symptômes et Dégâts dus aux nématodes phytopathogènes……..24

- Introduction…..……24

III.1. Symptômes et dégâts dus aux nématodes……24
III.2. Exemple de maladies, dégâts et symptômes en fonction des nématodes……...25
III.2.1. Maladies dues aux attaques de *genre Meloidogyne*……..……...25
III.2.2. Maladies dues aux attaques des nématodes à kyste……29
III.2.3. Maladies dues aux attaques de *genre Ditylenchus* ……..33
III.2.4. Maladies dues aux attaques de *genre Pratylenchus* ……..…36
III.2.5. Maladies dues aux attaques de genre *Tylenchulus* ……...…40

III.2.6. Maladies dues aux attaques de genre *Xiphinema* ……..…43
III.3. Interactions nématodes autres micro-organisme pathogènes ……...…47
III.3.1. Introduction……47
III.3.2. Maladies virales transmises par les nématodes……50

III.3.2.1. Virus du "Rattle" du tabac (TRV)…...……...50
III.3.2.2. Virus des taches en anneaux du tabac (TRSV)……..……50
III.3.2.3. Virus des anneaux noirs de la tomate (TBRV)……...51
III.3.2.4. Virus des taches nécrotiques de la laitue LNSV……...51
- Conclusion……51

CHAPITRE IV : Etudes nématologiques……..……...53

- Introduction……..……53
IV.1. Rôle des analyses nématologiques ……..53
IV.1.1. Rôle d'estimation……..53
IV.1.2. Rôle de dépistage ……..……53
IV.1.3. Rôle de contrôle ……54
IV.2. Echantillonnage……..54
IV.2.1. Procédure d'échantillonnage…..……54
IV.2.2. Schémas d'échantillonnage……55
IV.2.3. Période d'échantillonnage……56
IV.2.4. Collecte des échantillons de sol……56
IV.2.5. Collecte des échantillons de racines……..56
IV.2.6. Collecte d'échantillons de parties aériennes……57
IV.2.7. Conditionnement et conservation des échantillons……57
IV.3. Extraction des nématodes……57
IV.3.1. Extraction des nématodes libres et sédentaires……58
IV.3.1.1. Méthode de sédimentation et de flottaison……..58
IV.3.1.1.1. Procédé d'extraction……..……58
IV.3.1.1.2. Purification par passage actif des nématodes……59
IV.3.1.2. Extraction des nématodes libres du sol et les endoparasites migrateurs ……60
IV.3.1.3. Méthode d'extraction par Broyage……..…61
IV.3.1.4. Méthode par incubation……..62
IV.3.1.5. Observation directe des tissus végétaux……62
IV.3.2. Extraction des nématodes à kystes……..……64
IV.4. Manipulation, identification, fixation et coloration des nématodes……65
IV.4.1. Manipulation des nématodes ……..65
IV.4.2. Analyse qualitative……65
IV.4.2.1. Caractères morphologiques des nématodes phytophages……..……66
IV.4.2.2. Caractérisation de quelques espèces de *Tylenchida*……..……..69
IV.4.2.3. Caractérisation des espèces de *Dorylaimida*……69
IV.4.3. Fixation et montage des spécimens sur lame……70
IV.4.3.1. Fixation……70
IV.4.3.1.1. La déshydratation……70
IV.4.3.1.2. Le protocole……..71
IV.4.3.2. Montage……..71
IV.4.3.2.1. Réalisation de coupes pour l'identification certaines espèces de nématodes ……72
IV.4.4. Analyse quantitative……75
IV.4.4.1. Evaluation de l'importance d'infestation des nématodes libres……...75
IV.4.5. Etude du degré de l'infestation des différentes parcelles par les nématodes à galles (*Meloidogyne*) ……...77
- Conclusion ……....79

CHAPITRE V : METHODES DE LUTTE……80

- Introduction……80

V.1. Principe de lutte contre les nématodes phytophages ……80
V.1.1. Lutte préventive..……81
V.1.2. Lutte curative……85

V.1.3. La lutte intégrée……93

- Conclusion ……93

Conclusion générale ……95

Références Bibliographiques……96

Table des Matières ……98