

# GESTION PHYTOSANITAIRE DES PHYTO-NEMATODES

## Première Partie

**Destiné aux Etudiants : Master I : Phytopharmacie Appliquée  
Unité Fondamentale 2**

Réalisé par :

**Dr RIGHI Kada**

**Année Universitaire 2023 - 2024**

# **GESTION PHYTOSANITAIRE DES PHYTO-NEMATODES**

---

Première Partie

**Master I : Phytopharmacie Appliquée  
Unité Fondamentale 2**

## Programme **Gestion Phytosanitaire des Phyto-Nématodes**

Objectifs de l'enseignement : Il est davantage tourné vers la notion de dégâts et vers les techniques d'extraction des espèces phytoparasites et leur gestion

**Contenu de la matière :**

### **I. Présentation générales des nématodes.**

- 1. Cycles de vie.**
- 2. Régimes alimentaires et mécanismes d'alimentation.**
- 3. Action des nématodes sur le métabolisme de l'hôte.**
- 4. Symptomatologie.**

### **II. Diagnostic des problèmes nématologiques.**

#### **1. les échantillonnages de sols et de végétaux destinés aux analyses nématologiques**

##### **1.1. Les Meloidogyne, nématodes des cultures maraîchères**

##### **1.2. Les nématodes des céréales**

##### **1.3. Les nématodes des légumineuses**

##### **1.4. Les nématodes de la pomme de terre**

##### 1.5. Les nématodes des arbres fruitiers et de la vigne

##### 1.6. Les nématodes des arbres forestiers

II : les analyses nématologiques

#### 1. Examen des échantillons de terre et de racines pour identification

##### 1.1. Isolement du nématode

##### 1.1.1. Extraction des nématodes à partir du sol par la méthode des sceaux (Baerman)

##### 1.1.2. Extraction des nématodes à partir des racines (centrifugation)

##### 1.1.3. Extraction des nématodes à kystes par la méthode classique ( Fenwick)

##### 1.2. Avantages et inconvénients des méthodes utilisées

##### 1.3. Coloration des nématodes

#### 2 .Analyse qualitative des nématodes

#### 3. Analyse quantitative

##### 3.1. Evaluation de l'importance du nématode

##### 3.2. Etude du degré de l'infestation des différentes parcelles par les nématodes (étude d'un cas)

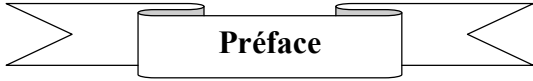
### III. Méthodes de lutte contre les nématodes phytophages.

## Tables des matières

Liste des figures	
Liste des tableaux	
Préface	
Introduction générales.....	1
1-Historique .....	3
2- Morphologie .....	5
2.1- Morphologie externe.....	5
2.2- Morphologie interne.....	6
2.2.1- La cuticule.....	6
2.2.2-L'épiderme.....	8
2.2.3- Pseudo cœlome.....	9
2.3- L'appareil digestif.....	9
2.3.1- La région labiale.....	10
2.3.2- L'œsophage.....	13
2.3.3- L'intestin.....	15
2.4- Le système sécrétoire-excréteur.....	15
2.5- Système nerveux.....	17
2.5.1- Organes sensoriels .....	18
2.5.1.1- Les papilles.....	18
2.5.1.2- Les amphides, .....	18
2.5.1.3-les phasmides .....	19
2.6- Appareil de reproduction .....	19
2.6.1- L'appareil reproducteur femelle.....	20
2.6.2- L'appareil reproducteur male.....	22
ChapI. PRESENTATION GENERALES DES NEMATODES.....	23
1- Cycle de vie des nématodes phytophages.....	24
1.1- Le sex-ratio.....	27
1.2- La fécondité.....	27
1.3- La ponte.....	27
2- Régimes alimentaires et mécanismes d'alimentation.....	29
2.1-Ectoparasites.....	29
2.2-Endoparasites.....	29
2.2.1-Les endoparasites migrants .....	30
2.2.2-Les endoparasites sédentaires.....	30
2.3- Semi-endoparasites.....	31
3- Action des nématodes sur le métabolisme de l'hôte.....	31
3.1. Changement physiologiques et chimiques .....	33
3.2. Changements histologiques.....	33
3.2.1- Changements néoplastiques .....	33
3.2.2- Changements destructifs.....	33
3.2.3- Changement d'adaptation .....	34
4. Symptomatologie.....	34
4.1- les conséquences de l'effet pathogène.....	39

4.2- Etablissement des sites nutritifs.....	39
4.2.1- Formation des cellules géantes .....	39
4.2.2- Formation du Syncytium.....	41
4.2.3- Formation Cellules nourricières.....	41
4.3- Symptômes sur parties aériennes.....	42
Chap.II. Diagnostic des problèmes nématologiques.....	43
1. les échantillonnages de sols et de végétaux destinés aux analyses nématologiques.....	43
1.1-Introduction.....	43
1.1.2- Le prélèvement des échantillons.....	43
2. les Meloidogyne, nématodes des cultures maraichères .....	46
2.1- Position systématique.....	47
2.3- Caractéristiques générales.....	47
2.4- Cycle biologique .....	48
2.5- Dégâts et Symptômes dues aux nématodes à galles.....	50
2.6- Maintien et déplacements des Meloidogyne dans les sols.....	52
2.7- Diagnostique.....	54
2.8- Gestion des populations des Meloidogyne.....	55
3. les nématodes des céréales.....	57
3.1. Historique.....	57
3.2-Morphologie.....	58
3.3-Position systématique .....	58
3.4- Description des stades de développement et cycle biologique.....	59
3.5- Cycle biologique d' <i>Heterodera avenae</i> .....	59
3.6- Les symptômes.....	60
1.2.7- Relation avec les autres agents pathogènes.....	60
3.8- Méthodes de lutte.....	61
3.8.1-La lutte biologique .....	61
4- Les nématodes associés aux légumineuses.....	63
4.1- Classement taxonomique.....	63
4.2. Caractéristiques générales.....	64
4.3-Bioécologie.....	64
4.4- plantes-hôtes.....	65
4.5- Cycle de développement .....	65
4.6- Symptômes, dégâts et dépistage.....	66
4.7-moyens de déplacement et de dispersion .....	68
4.8- Méthodes de détection et d'inspection.....	68
4.9-Diagnostic en laboratoire .....	68
4.10- Méthode de lutte.....	70
4.11-Mesures phytosanitaires .....	71
5-Les nématodes a kyste de la pomme de terre « <i>Globodera sp</i> ».....	72
5.1-Historique.....	72
5.2- Classification.....	72
5.3- Caractéristiques Morphologie.....	72
5.4- Répartition géographique des nématodes à kyste.....	72
5.5- Plantes hôtes .....	73
5.6- Espèces et pathotypes de nématodes à kyste de la pomme de terre.....	74
5.7- Le cycle biologique des nématodes à kyste.....	74

5.8- Symptomatologie et dégâts .....	76
5.9- Diagnostic des nématodes à kyste.....	76
5.9.1- Diagnostic visuel.....	76
5.9.2-Analyse de sol ciblé ou systématique.....	78
5.10- Méthodes et moyens de Lutte.....	79
Références bibliographiques.....	80



## Préface

Le phylum des Nematoda est issu de l'embranchement des Némathelminthes. Etymologiquement, le terme Nematoda a deux racines grecques : *nêma* (νημα) = fil et *-eidès* (ειδής) = comme. Les premières références apparaissent dans l'Antiquité avec le papyrus Ebers en 1553 av. JC, traité médical égyptien, dont la description correspondrait à *Ascaris lombricoides*, et le livre IX « Histoire des animaux » d'Aristote en 343 av. JC. Puis au début de notre ère (23-79), Pline l'Ancien décrivait dans son « *Naturalis historia* » un nématode correspondant aujourd'hui à *Dracunculus medinensis*. Plus récemment, Borellus (1656) décrivait le ver du vinaigre (*Turbatrixaceti*).

La majorité des nématodes sont dits « libres » et se nourrissent essentiellement de bactéries, de champignons, de protozoaires et d'autres nématodes. C'est donc une minorité des nématodes qui sont des zooparasites ou phytoparasites. La première observation suggérant un nématode parasite de plantes sur racine de soja a été notée en Chine antique, il y a environ 2000 ans. Les nématodes sont des animaux vermiformes, le plus souvent microscopique, mais certains peuvent atteindre plusieurs mètres de longueur. On les retrouve dans pratiquement tous les milieux, à la fois sous forme de parasites ou d'organismes libres.

Ce manuscrit, s'intéresse spécifiquement aux nématodes parasites des plantes (phytoparasites, phytonématodes), qui sont eux très petits, voire microscopiques, capables d'occasionner des dégâts significatifs aux plantes cultivées et sont extrêmement répandus. La documentation relative à la **Phytonématologie** au niveau de nos bibliothèques fait défaut, malgré l'importance de cette science dans la formation des étudiants de la protection des végétaux. Par cette contribution, nous mettons à la disposition des étudiants des sciences agronomiques, spécialité Phytopharmacie et Protection des végétaux ainsi que les spécialistes et les techniciens de la protection des plantes, une importante masse d'information élémentaire sur les nématodes phytophages.

Ce cours est compris dans un contexte plus large qui vise à assurer une connaissance approfondie sur la gestion des nématodes phytophages responsables de maladie chez différentes espèces végétales. A travers cette première partie nous visons à développer des compétences avancées dans l'analyse de ces bioagresseurs, dans la compréhension de leur bio-écologie, ainsi que dans leurs possibilités d'interactions avec les plantes. Les caractéristiques morpho-anatomiques des nématodes phytophages seront développées et illustrées.

---

# INTRODUCTION GENERALE

---



Dans le règne animal, les nématodes sont tous regroupés sous le Phylum **Nematoda** faisant partie du Super phylum **Ecdysozoa**, du Grec *ecdysis* (mue) et *zoon* (animal). Ils possèdent tous une cuticule et doivent muer pour croître. Contrairement aux invertébrés qui sont de proches parents, les nématodes ont un corps mou et les recherches jusqu'à maintenant n'ont pas permis de retrouver beaucoup de spécimens fossilisés, ce qui limite nos connaissances sur la forme des espèces ancestrales. Le premier fossile de nématode a été trouvé dans l'ambre (sève d'arbre fossilisée) associé à un insecte hôte, ce qui remonte à environ 125 millions d'années (Nickle 1984). Il est clair que les nématodes comme groupe sont apparus beaucoup plus tôt mais le processus de fossilisation ne permet pas d'associer ce type d'organisme à des dates antérieures.

À l'heure actuelle, les nématodes constituent un phylum séparé : **Nemata**, (De Ley et Blaxter 2002), qui comporte approximativement 27 000 espèces décrites. La majorité d'entre eux ont un mode de vie « libre » se nourrissant aux dépens de leurs congénères, de bactéries, de champignons, etc.... D'autres se sont adaptés au parasitisme animal (animaux et homme = **zooparasites**) ou au parasitisme végétal (**phytoparasites**). Sur 27000 espèces décrites, environ 5000 sont phytoparasites.

Les problèmes phytosanitaires causés par ces ravageurs ont une incidence économique très importante à l'échelle mondiale, car ils s'attaquent aussi bien aux grandes cultures qu'aux cultures maraîchères, florales et fruitières. Cependant, il est globalement reconnu que les nématodes phytoparasites occasionnent plus de 100 milliards de dollars en perte de production annuellement, (Guy ,2005). Avec l'interdiction ou la limitation de l'utilisation de nombreux nématicides, la stratégie de lutte alternative est nécessaire qui, à son tour, devra être basée sur une bonne connaissance taxonomique et biologique des nématodes.

Parce qu'ils sont difficiles ou impossibles à observer au champ, et parce que leurs symptômes sont le plus généralement non spécifiques, les dommages que les nématodes infligent aux cultures sont le plus souvent attribués à d'autres causes plus visibles. Agriculteurs et chercheurs souvent sous-estiment leurs effets. La sévérité des dommages occasionnés aux plantes est reliée à plusieurs facteurs comme la combinaison plante-nématode, leur densité, la virulence de l'espèce ou de la souche, la résistance (capacité de la plante à réduire le développement de la population de nématodes) ou la tolérance (capacité de la plante à produire en dépit de l'attaque des nématodes) de la plante hôte. D'autres facteurs sont également aggravants comme le climat, la disponibilité en eau, le type de sol, la fertilité et la présence d'autres maladies et ravageurs, et les pratiques culturales.

## 1- Historique

En 1657, Borellius, fut le premier chercheur ; décrivant un nématode sous microscope et l'identifiant sous le nom du nématode du vinaigre et du vin « *Turbatrix aceti* », qui a été observé par la suite par Hooke (1635-1703) et Leeuwenhoek (1632-1723). Ces deux derniers ont ensuite mis en évidence une nouvelle espèce : *Panagrellus redivivus*.

La première description d'un nématode parasite de plantes, soit *Anguina tritici* (Steinbuch) Chitwood dans des grains de blé, a été effectuée par le révérend Tuberville Needham en l'an 1743 (Nickle, 1984).

La nématologie est vraiment devenue une discipline scientifique au XIX<sup>ème</sup> siècle lorsque Berkeley publie en 1855 une description du nématode cécidogène *Meloidogyne* sur le concombre et que Schacht, en 1859, décrit le nématode à kyste *Heterodera schachtii* Schmidt sur la betterave sucrière.

En 1892, Leibscher décrit une nouvelle espèce de nématode à kyste sur les racines de *Pisum sativum*. Il s'agit d' *Heterodera goettinigiana*. D'autres espèces ont été décrites à la fin du IXX siècle comme : *Anguina radiculicola* Greeff ; 1872 ; *Pratylenchus pratensis* Deman, 1880 ; *Pratylenchus coffeae* Zimmerman, 1898 ; *Aphelenchoides fragariae*, Ritzemabos, 1891...

Au cours des années 1940, l'avènement de la fumigation du sol a permis de démontrer dans plusieurs systèmes de production agricole que les nématodes étaient d'importants ravageurs des cultures (Nickle 1984). Mais c'est à partir de 1906 que Cobb, père de la **Phytonématologie** moderne, en fait une discipline de recherche agronomique. Depuis, plusieurs genres phytophages ont été identifié par Cobb : *Tylenchorchus* Cobb, 1913 ; *Trichodorus* Cobb, 1913 ; *Xiphinema*, Cobb, 1913 ; *Dolichodorus*, Cobb, 1913.

En 1922, Micoletzky, publia son ouvrage «Die Freilebenden Erdnematoden»; les nématodes libres dans le sol, dans lequel nous trouvons beaucoup d'information surtout sur *Longidorus* Micoletzky,1922 ; *Paratylenchus* Micoletzky,1922 , *Paraphelenchus* Micoletzky,1922. Pendant la même année (1922), Baunacke, publia ses résultats sur l'effet des exsudats racinaires sur l'éclosion des œufs des nématodes à kystes *Heterodera* sp.

Les premières bases de la recherche dans le domaine de la biologie du nématode doré de la pomme de terre « *Globodera rostochiensis*), ont été établi par Reinmuth en 1929. En outre, les travaux de Goffart, ont beaucoup contribué dans l'établissement des bases de recherche sur les nématodes parasites. Parmi ces travaux, les nématodes (Aphelenchen) et les cultures (1930) ; les nématodes et les cultures européennes (1949).

En Grande-Bretagne, Tom **Goody** (1885-1950) est reconnu comme le père de la Nématologie. Il a travaillé exclusivement sur les nématodes. Son premier livre, « Plant Parasitic Nematodes and the Diseases » les nématodes parasites des plantes et les maladies qu'ils causent, publié en 1933, était un point de repère remarquable dans le développement de la nématologie. Son deuxième livre « les nématodes du sol et des eaux douces » dans lequel

il a présenté l'importance de la connaissance de ce vaste groupe d'animaux. Il est l'auteur, ou coauteur, de 125 publications, qui traitaient la proposition de 9 nouveaux genres, 37 nouvelles espèces et 49 redescriptions détaillées des nématodes. En 1947, il a été nommé à la tête du Département de Nématologie.

En Russie, **Filipjev** a présenté différentes études taxonomiques sur les nématodes phytophages. Son travail fondamental sur les nématodes libres (nématodes de la région de Sébastopol Free-vivant) a été réalisé au cours de 1912-1913. Il a décrit plus de 160 nouvelles espèces et une vingtaine de genres et développé de nouveaux systèmes de classification, et mis au point de nouvelles méthodes d'investigation sur les nématodes phytoparasites.

Après la deuxième guerre mondiale, la Phytonématologie a fait un grand pas suite à l'extension des superficies de la culture de la pomme de terre où les infestations par le nématode doré « *Globodera* » ont explosées. Ce problème a fait l'objet de nombreuses recherches. Aussi la production de nombreuses variétés résistantes ont vu le jour.

En 1953, Oostenbrink présentât ces résultats sur l'importance et les dégâts des nématodes ectoparasites des plantes. Puis **Raski, Hewitt et Goheen**, (1958) ont montré le rôle des nématodes ectoparasites dans la transmission des virus phytopathogènes.

La deuxième moitié du XX siècle, s'est remarquable par l'apparition de nombreux ouvrages, revues spécialisées en nématologie ainsi que la création de l'association des nématologistes européens « European Society of Nematologists » (1956) qui regroupé 372 membres. Cette association a édité sa revue nommée « Nematologica ». D'autres associations ont vu le jour comme l'association des nématologistes aux USA (SON) (1961), qui publia sa première revue dite « Journal of Nematology » en 1969 ; En Inde, l'association des nématologistes (1970) et sa revue « Indian journal of nematology » ; l'organisation des nématologistes de l'Amérique tropicale (OTAN) en 1971 et sa revue « Nematotropica ». Au Pakistan, l'association des nématologistes (1981) publia sa revue appelée « Pakistani Journal of Nematology ».

Dans le monde arabe, jusqu'à maintenant il existe seulement l'association arabe de protection des végétaux (1981) et sa revue protection des végétaux qui s'intéresse aussi à la nématologie.

En Algérie, la recherche des nématodes phytoparasites a été incitée par la découverte du nématode doré de la pomme de terre, identifié en 1954 par **Freezal**. En 1915, **Trabut** découvre le *Tylenchulus semi-penetrans* des agrumes. C'est en 1966, que **Scottolamassese** s'est intéressé à ce nématode et a été l'objet de plusieurs travaux entrepris dans la Mitidja. Les travaux de **Mokabli, Sellami, Hammache** et d'autres nématologistes dans le centre et l'est Algérien ont mis en évidence plusieurs espèces appartenant aux genres *Meloidogyne*, *Ditylenchus*, *Heterodera*... Dans l'ouest algériens, les travaux menés par **Righi** depuis 1991, ont permis de mettre en évidence plusieurs genres : *Meloidogyne*, *Globodera*, *Ditylenchus*, *Xiphinema*, *Heterodera*.

## 2- Morphologie

En dépit de leur mode de vie très diversifié, le corps des nématodes a relativement conservé le même plan. Il se compose d'un cylindre externe (la paroi du corps) et un cylindre interne, (Le système digestif) séparés par une cavité pseudocœlomique remplie de fluide et contenant un certain nombre de cellules et d'autres organes. Environ 99% des nématodes connus ont un corps long, mince, cylindrique, et effilée vers les deux extrémités, avec une coupe transversale ronde

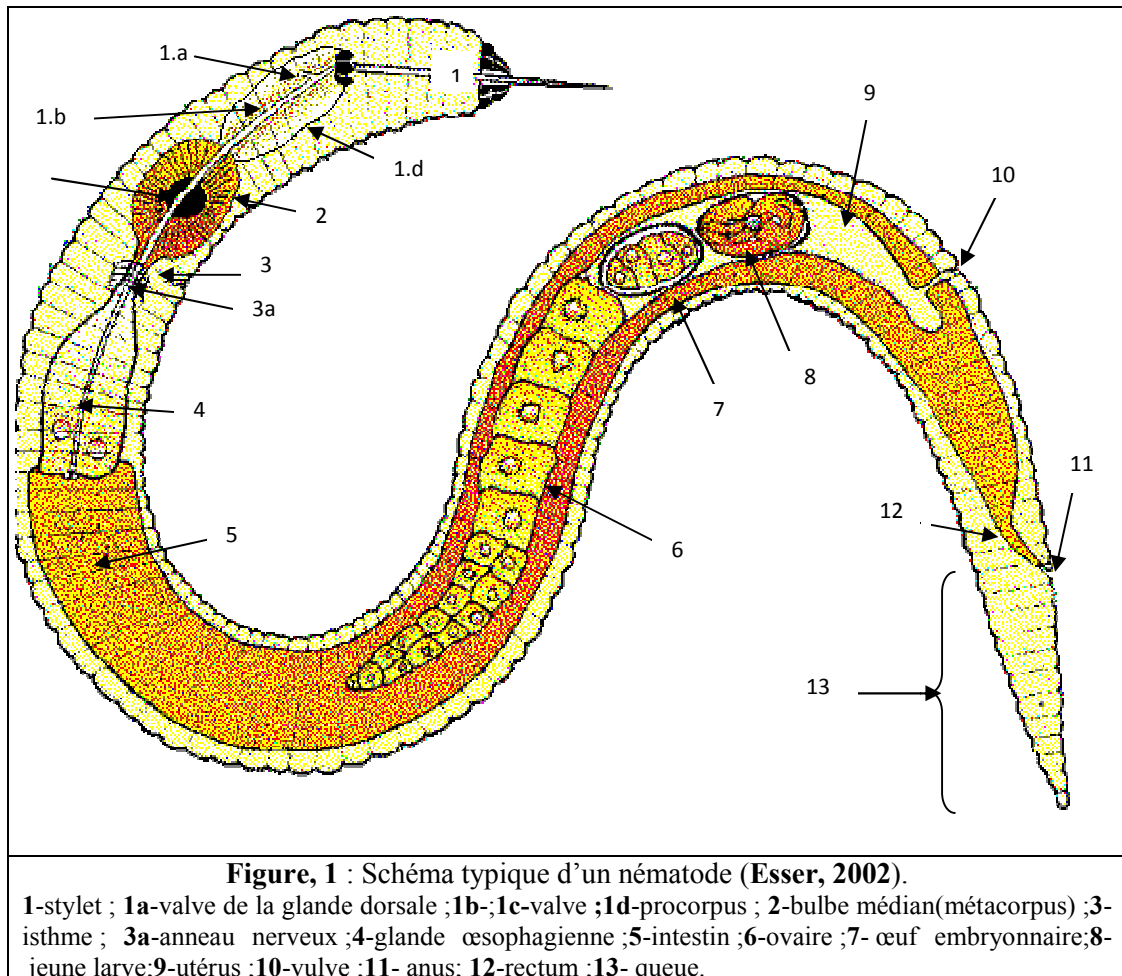
### 2.1- Morphologie externe

Les nématodes phytoparasites ont généralement une forme en fuseau allongé plus ou moins effilé aux extrémités et de section transversale circulaire (**Fig., 1**). Ils sont généralement incolores et transparents. Chez quelques espèces les femelles ont un corps volumineux et piriforme ceci, étant provoqué par un développement important des gonades et de leurs annexes. Les males sont toujours vermiformes. Chez certains genres, les femelles perdent leur forme effilée au fur et à mesure de leur croissance, jusqu'à devenir des femelles adultes élargies, en forme de poire (*Meloidogyne*), de citron (*Heterodera*), de rein (*Rotylenchulus*) ou sphériques (*Globodera*).

La plupart sont invisibles à l'œil nu ; ils mesurent de 0,3 à 5 mm de longueur et 10 à 50  $\mu\text{m}$  de largeur. La région ventrale est facilement reconnaissable étant caractérisée par la présence d'un pore excréteur, de la vulve et de l'anus. Le pore excréteur est situé dans le tiers antérieur du corps. La vulve est médiane chez les femelles pourvus de deux gonades et le plus souvent située vers l'arrière du corps chez les espèces n'en possédant qu'une. On distingue une région céphalique plus ou moins différenciée et caractérisée par la présence de six lèvres. La région caudale ou post anale est généralement mieux différenciée (plus effilée) que la région céphalique.

L'enveloppe externe ou cuticule peut être lisse, annelée, ponctuée ou marquée de stries longitudinales; Les anneaux cuticulaires présentent parfois des excroissances fortement développées. La cuticule est marquée de plis longitudinaux qui délimitent les champs latéraux. Sur la cuticule on peut aussi distinguer les terminaisons des organes de perception ; ce sont les amphides et les papilles situées dans la région céphalique et les phasmides souvent localisées à l'arrière du corps. Les males possèdent généralement des ailes (ou bursae)

caudales servant d'organes de préhension lors de la copulation ; ce sont des expansions cuticulaires.

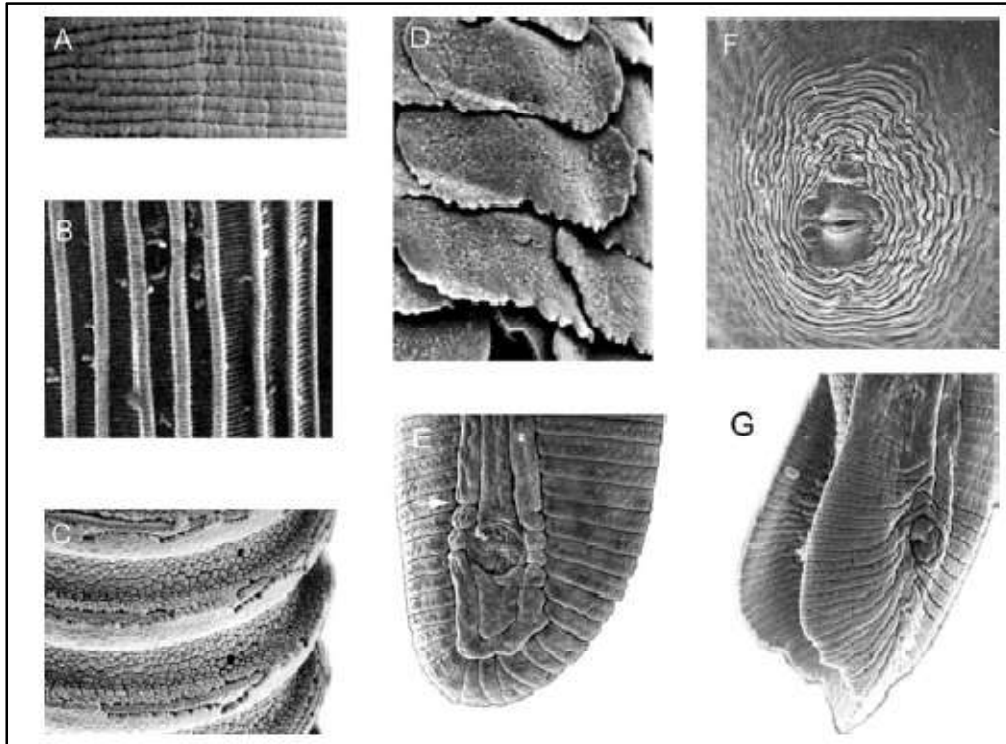


## 2.2- Morphologie interne.

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.

**2.2.1- La cuticule:** la plupart des nématodes possèdent une cuticule, dont la structure peut être extrêmement variable (**Fig., 2**), non seulement entre les différents taxons, mais aussi intra-spécifique, entre les sexes et les stades de développement ou entre les différentes régions du corps d'un même individu (Decraemer et *al.*, 2003).

La cuticule est constituée de 8 ou 9 couches, entrecroisées, 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.



**Fig., 2 : Structure externe de la cuticule du corps.**

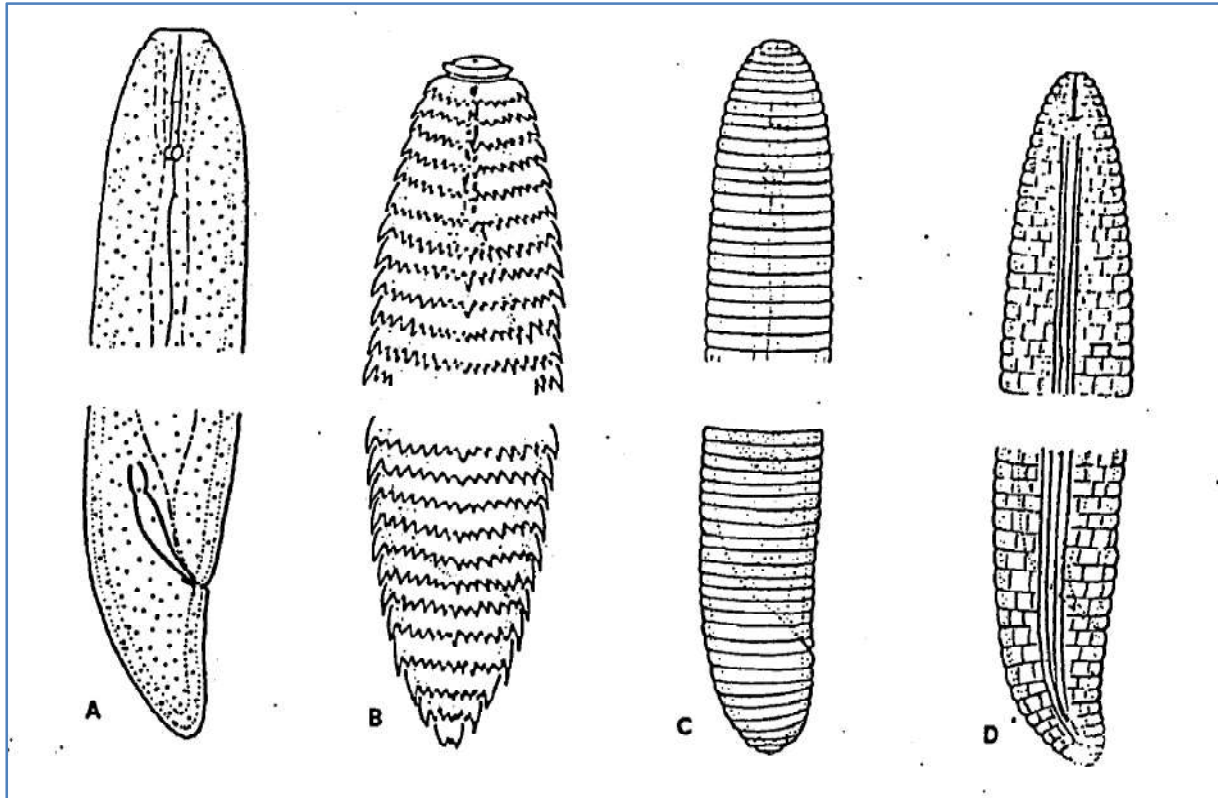
A. stries transversales, (Trichodoridae). B. Crêtes longitudinales (Actinolaimidae, Dorylaimida) (Vinciguerra et Claus, 2000). C et D. *Criconemaparadoxiger*. C, la couche externe de la cuticule chez la femelle; D, écailles chez les larves (d'après Decraemer et Geraert, 1992); E, champ latéral avec crêtes longitudinales et aréolation (flèche) chez *Scutellonema*; F, région périnéale chez les *Meloidogyne* (Siddiqi, 1986); G, aile caudale ou bursa de *Scutellonemamâle*. (W. Decraemer and Hunt, 2006)

La cuticule et l'épiderme fonctionnent également comme une barrière contre les éléments nocifs de l'environnement, et étant semi-perméable, elle joue un rôle dans la sécrétion, l'excrétion ou l'absorption des substances.

D'autres excroissances cuticulaires, des ornements cuticulaires peuvent également se produire (épines, soies, papilles, tubercules, verrues, bandes, plaques, et pores). Chez les phytonématodes, les ornements cuticulaires sont des caractéristiques importantes d'identification, en particulier chez Criconematidae; *Criconema* et *Nothocriconema*, (Decraemer et al, 1996) (**Fig., 3**).

Le nombre de lignes longitudinales ou incisures ont une importance taxonomique, mais, comme leur nombre diminue vers les extrémités, le nombre de lignes devraient être compté au milieu du corps. Il est important de faire la distinction entre les crêtes

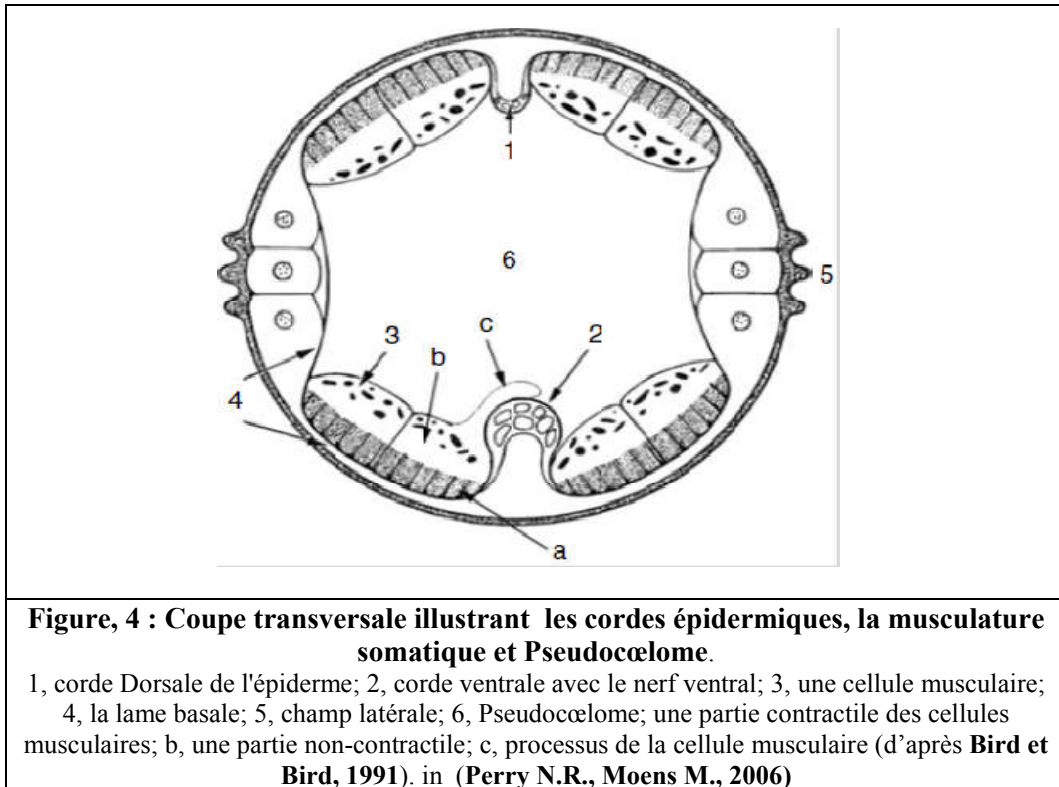
longitudinale, des lignes et les incisions. Les différenciations cuticulaires peuvent également se produire au niveau de la vulve et de l'anus, comme dans les régions périnéales des femelles matures des nématodes à galles.



**Fig., 3 :** 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 et incisions dans le champ latéral. (Ayoub, 1977).

### 2.2.2-L'épiderme

L'épiderme sécrète la cuticule et est responsable de l'architecture globale du nématode (Costa et *al.*, 1997). Son rôle est important dans la régulation homéostatique. Il est formé d'une couche unique constituée d'un petit nombre de rangées de cellules épithéliales. L'épiderme est constitué d'une couche mince et quatre renflements internes qui forment les cordes longitudinales, une dorsale, une ventrale et deux latérales plus fortement marquées que les précédentes, divisant les muscles somatiques en quatre domaines. Il entoure totalement le corps et renferme de nombreuses réserves (lipides et glycogène). L'épiderme n'est pas d'épaisseur égale ; il forme des cordes longitudinales qui sont des bandes, faisant saillie dans la cavité générale (**Fig., 4**). L'épiderme peut être cellulaire, partiellement cellulaire ou syncytiale (*Tylenchomorpha*).



### 2.2.3- Pseudocœlome

La cavité pseudocœlomique est une structure mésentère est bordée par les muscles somatiques et la lame basale qui couvre les cordes de l'épiderme. Dans cette cavité fluide baigne les organes internes et contient quelques grandes cellules amiboïdes appelées pseudocœlomocytes dont le nombre, la taille et la forme sont variables. Leur fonction comprend osmo-régulations, la sécrétion et le transport de matériel. Le liquide pseudocœlomique de pression osmotique élevée qui agissant sur l'exosquelette fait que les nématodes conservent leur forme en fuseau. Il a également une fonction circulatoire.

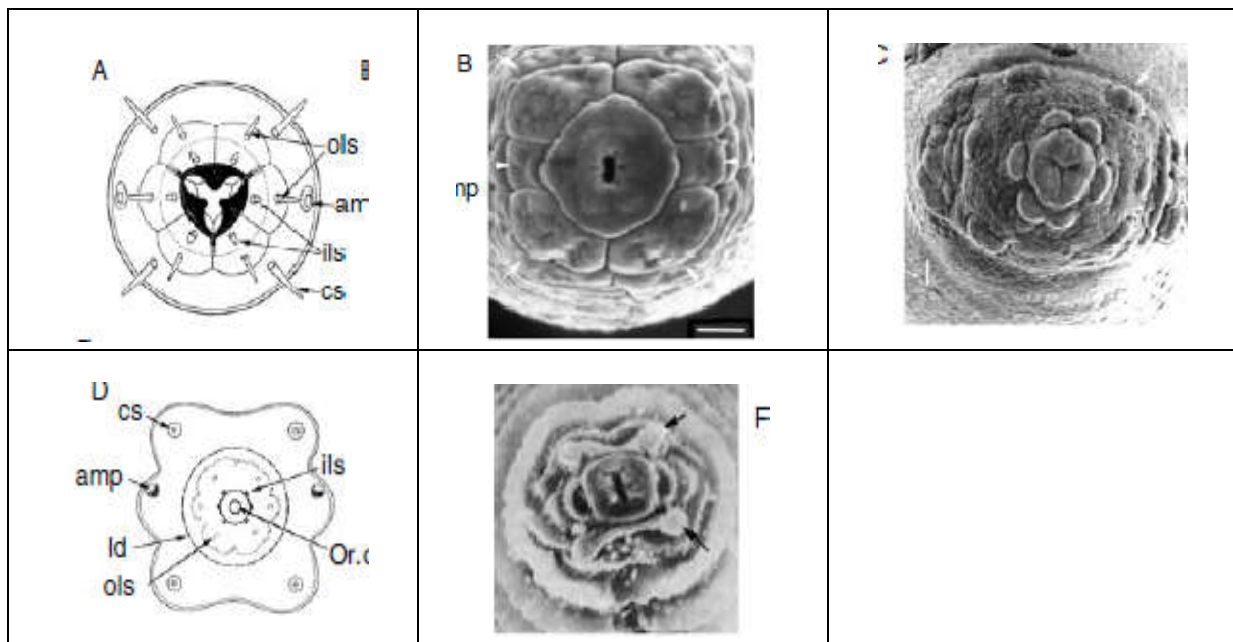
### 2.3- L'appareil digestif.

La grande diversité des sources d'alimentation et des méthodes d'ingestion se reflète dans la diversité de la structure du système digestif. En général, cet appareil est composé de trois régions: stomodeum (pharyngé) ; mésentéron; et proctodeum. Seul le mésentéron est d'origine endodermique, le stomodeum peut être d'origine ectomésodermique mixte, alors que le proctodeum (rectum) est formé de l'ectoderme. Le stomodeum comprend l'ouverture de la bouche, stoma, le pharynx. L'ouverture buccale est principalement située en phase terminale. La cavité buccale a une symétrie hexa ou tri- radiale.



### 2.3.1- La région labiale

La forme typique chez les nématodes est la présence de six lèvres autour de l'ouverture de la bouche (Deux sous-dorsale, deux sous-ventrale et deux lèvres latérales) (fig. 1.3A). Les lèvres peuvent être fusionnés ; deux par deux en donnant trois lèvres, (*Ascaris*) ; parfois les lèvres latérales peuvent être réduites ou absentes (*Pseudoacrobeles (Bonobus) pulcher* (Loof, 1964), (De Ley et *al.*, 1993). Les lèvres sont soit clairement séparés ou partiellement à complètement fusionnées (*Longidorus*, *Trichodorus*), avec des papilles sensoriels dont le nombre et la forme sont variables selon les espèces, (Fig., 5 et 6).



**Figure., 5 : Région de la tête.**

A. schéma typique (de Coninck, 1965) ; B. *Scutellonema* avec six lèvres ; C. *Paratrichodorus*: région labiale externe et papille céphalique en une seule couronne. D. *Aphelenchoides* ; E. *Criconemoides* (= *Criconemella*), vue en face montrant les pseudo lèvres. (Van den Berg et De Waele, 1989)

La bouche s'ouvre à l'extrémité antérieure; elle est pourvue d'un stylet, structure cubulaire durcie, analogue à une aiguille hypodermique. Des muscles protracteurs insérés d'une part sur les boutons basaux du stylet et d'autre part à l'avant du corps permettent au **stylet** de faire saillie à l'extérieur de la bouche.

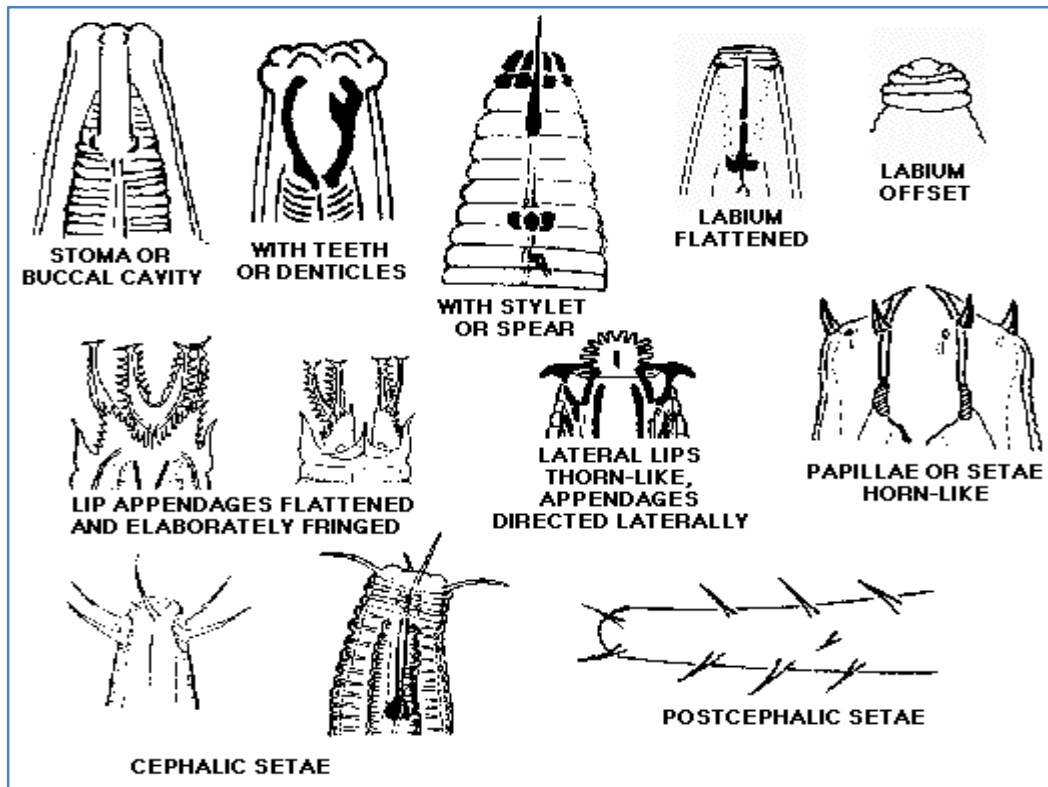
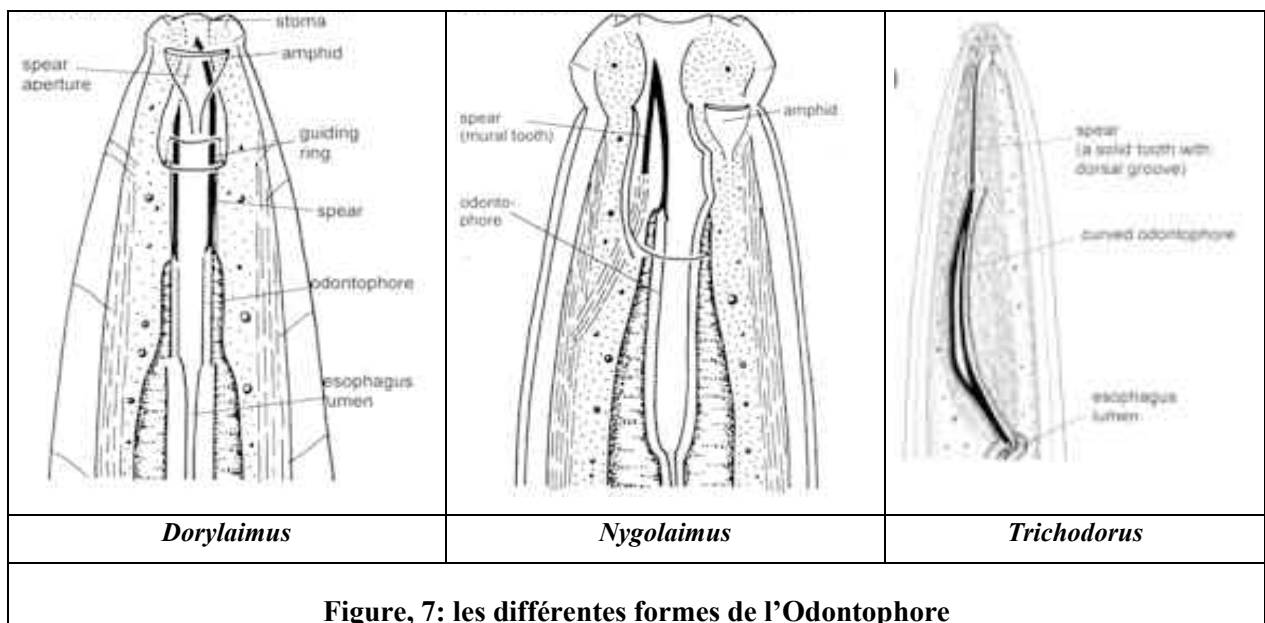
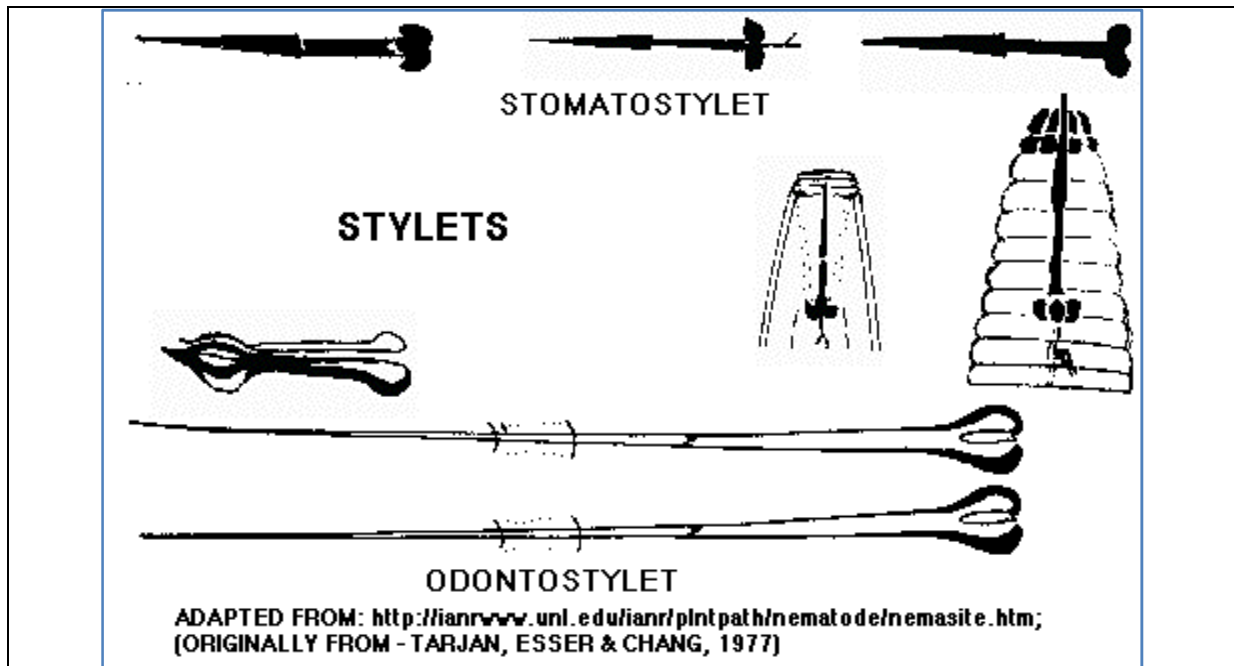


Figure., 6 : Différentes formes de la région céphalique d'après (Tarjan et al., 1977).

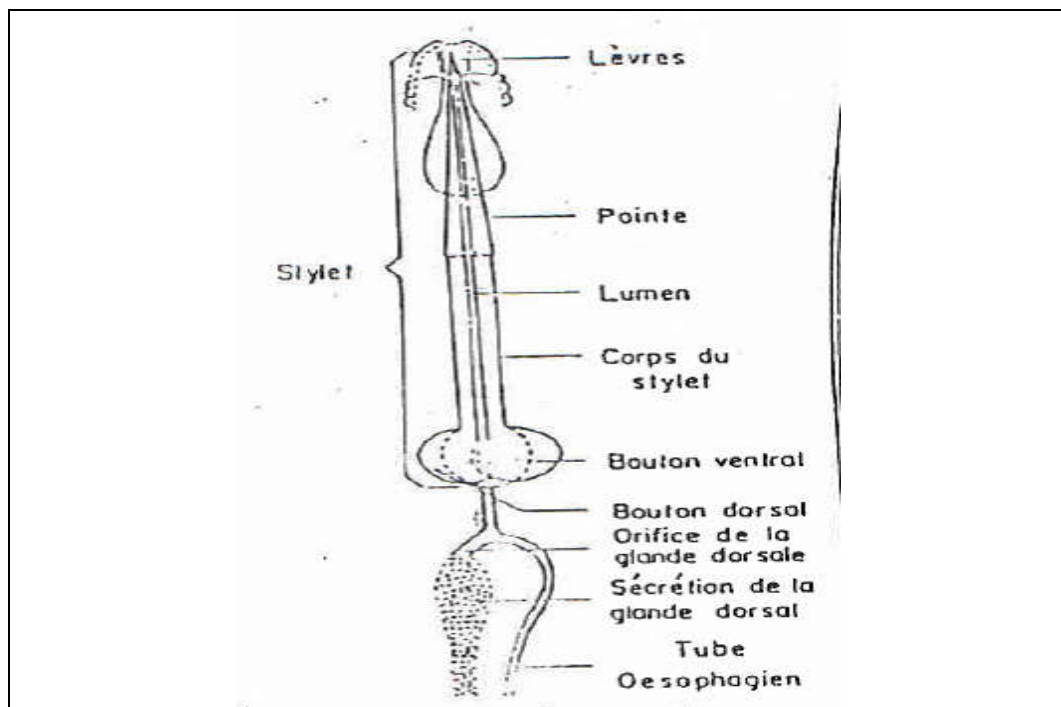
Ce stylet permet aux nématodes phytoparasites de perforer les parois des cellules et d'en prélever le contenu dont ils se nourrissent. Le conduit œsophagien part de l'extrémité postérieure du stylet. Le stylet est le caractère typique des nématodes phytoparasites qui permet de perforer des cellules végétales. (Fig., 7 ; 8a et 8b)



Figure, 7: les différentes formes de l'Odontophore



Figure, 8a : Différente formes de stylet, d'après Tarjan et *al.*, 1977.



Figure, 8b : Différentes parties constituant le stylet

Chez les *Dorylaimidae*, le stylet est moins développé en règle générale mais il s'hypertrophie et se complique chez quelques genres de nématodes phytoparasites et certaines de ces structures peuvent absorber et conserver des virus végétaux qui se transmettent d'une plante à une autre. Sa dimension varie de 20 $\mu$  à 50 $\mu$ , mais chez quelques espèces, il peut atteindre 200 $\mu$ . (**Fig., 7**).

Chez les *Tylenchidae*, il est d'une structure très constante et d'origine ectodermique, sa dimension varie de 10 $\mu$  à 100 $\mu$ . Chez les nématodes phytoparasites, certains nématodes entomophages et prédateurs, possède un stylet protractile; pour les Trichodoridae, le stylet est une dent dorsale protractile. (**Fig., 8**).

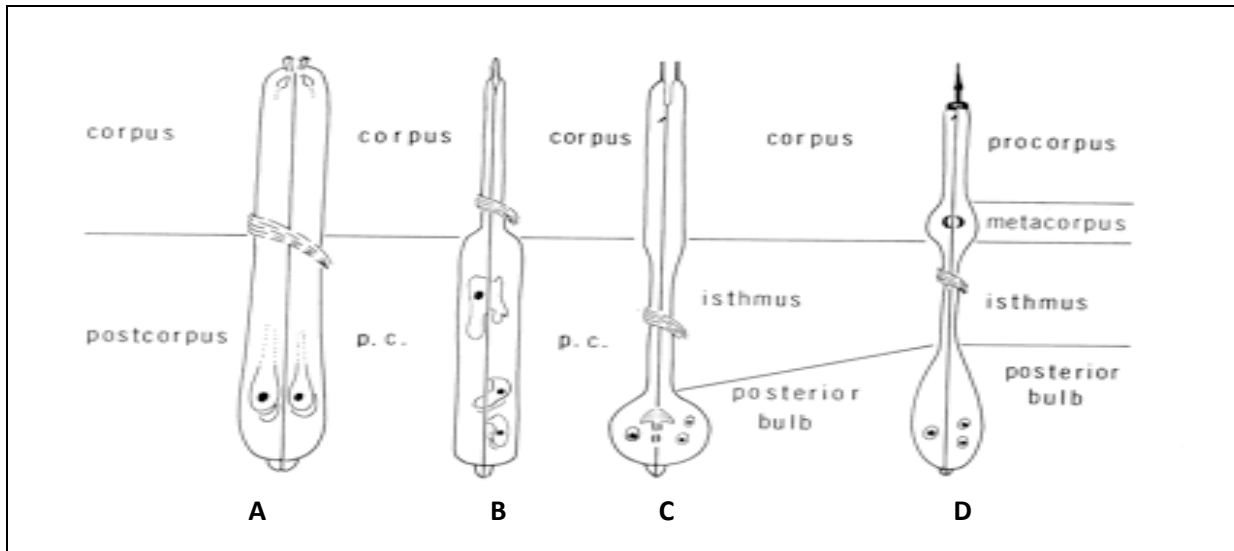
### 2.3.2- L'œsophage.

L'œsophage est le seul constituant musculaire du tube digestif ; il permet l'aspiration des aliments. La digestion est essentiellement extracellulaire grâce à des enzymes sécrétés par des cellules de la paroi digestive. La progression des aliments dans l'intestin est assurée par la contraction de l'œsophage et de la paroi du corps. L'absorption est facilitée par des microvillosités de la paroi intestinale qui augmente sa surface.

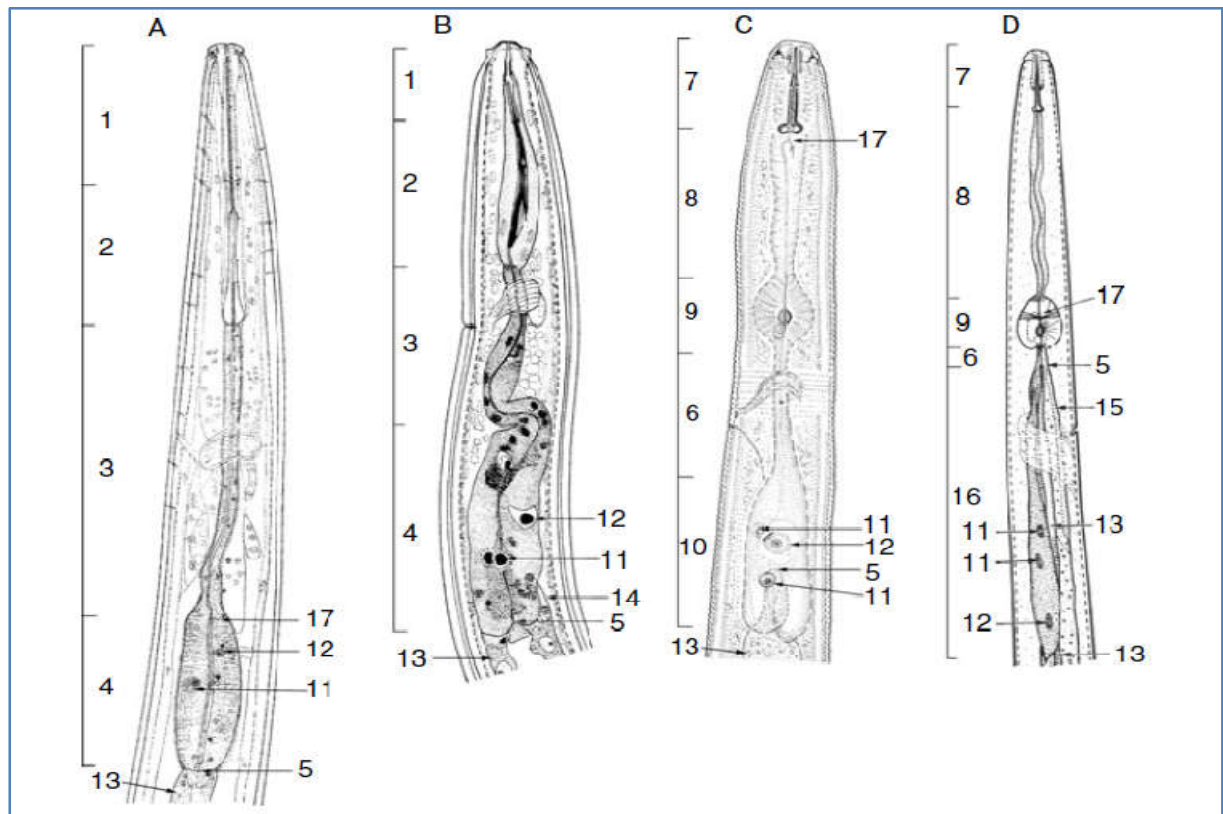
L'œsophage de *Rhabditis*, considéré comme prototype d'un nématode à structure assez primitif, a été l'un des mieux étudiés. Il se compose d'une partie antérieure plus ou moins cylindrique, le corpus, qui se laisse diviser en un procorpus et un métacorpus aussi appelé bulbe médian, suivi d'un isthme étroit et d'un bulbe terminal piriforme, contenant un appareil vulvaire bien développé. (**Fig., 9 et 10**).

Le 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. (**Fig., 11**).

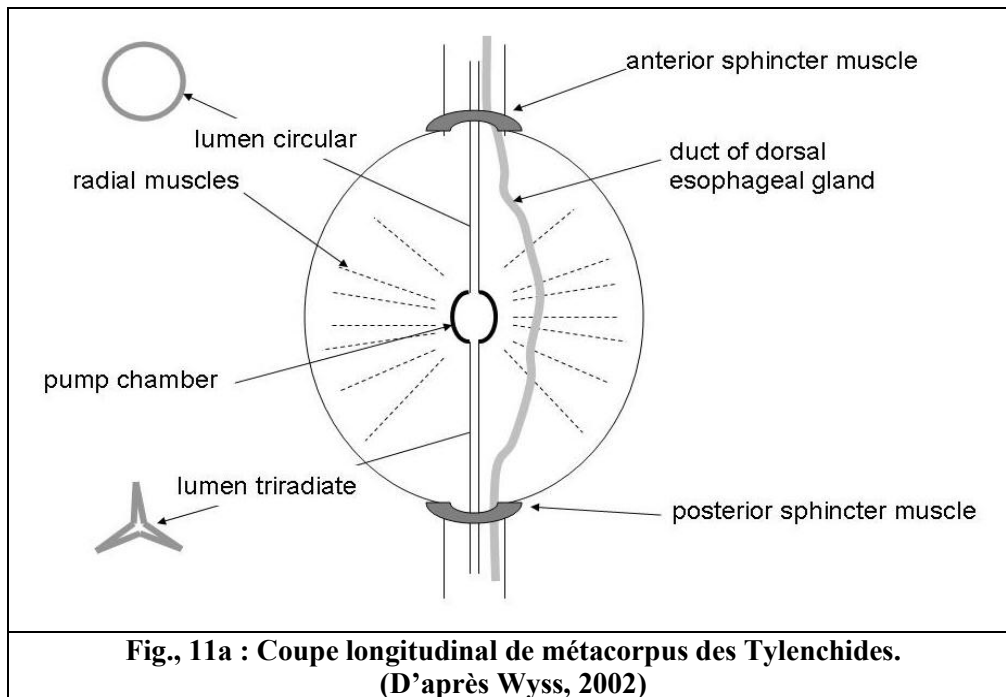
L'**isthme**, portion à section étroite, relie le métacorpus au bulbe basal piriforme. Ce bulbe basal contient trois glandes, une dorsale et deux subventrales. La glande dorsale sécrète une salive. Un canal qui traverse le bulbe médian, la relie au conduit œsophagien ; le débouché de ce canal est appelé orifice de la glande dorsale et situé près de la base du stylet. Le bulbe basal est pourvu d'une valve appelée cardia qui sépare l'œsophage de l'intestin.



**Figure., 9 : Variation de l'œsophage selon les ordres:**  
**A.- Enoplida ; B- Dorylaimida ; C- Rhabditida ; D- Tylenchida** d'après Maggenti (1981).



**Figure, 10 : appareil digestif des nématodes parasite de plantes.**  
 A. *Paraxiphidorus* (Longidoridae). B. *Paratrichodorus* (Trichodoridae). C. *Pratylenchoides* (Pratylenchidae), D. *Aphelenchoides* (Aphelenchoididae). 1, Cheilostome; 2, pharyngostome; 3, région antérieure étroite de pharynx; 4, ampoule pharyngée; sortie 5, limite œsophago-intestinal; 6, isthme; 7, stomatostylet; 8, procorpus; 9, métacarpus; 10, post-corpus; 11, noyaux des glandes œsophagienne ventro-sublateral ; 12, le noyau de la glande œsophagienne dorsale; 14, recouvrement dorsale œsophago-intestinal; 15, cellule œsophago-intestinale vanne de jonction; 16, le lobe glande pharyngée; 17 dorsale orifice de la glande pharyngée. A, d'après Decraemer et al. (1998); B, d'après Decraemer and De Waele (1981); C, d'après Siddiqi (1986); D, d'après Shepherd et al. (1980).



### 2.3.3- L'intestin.

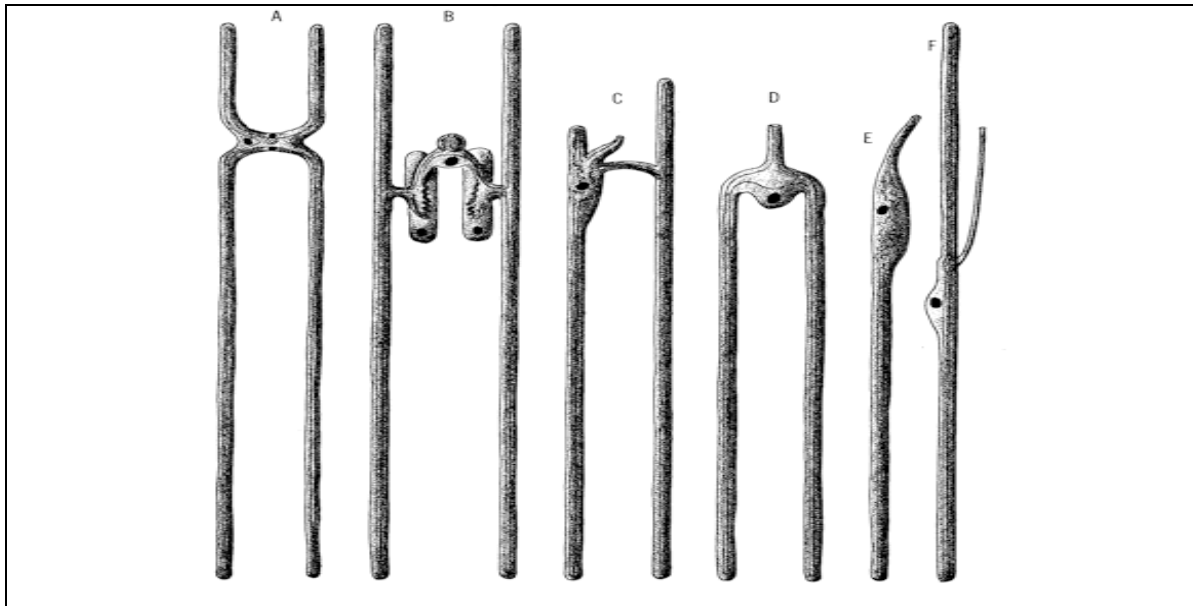
L'intestin est un simple tube droit constitué d'une seule couche de cellules épithéliales. Les cellules intestinales cumulent plusieurs fonctions: elles absorbent les éléments nutritifs, les métabolisent, stockent des réserves et jouent aussi le rôle de cellules excrétrices. L'intestin se termine par un, sphincter musculueux qui le sépare du rectum.

Le rectum est une invagination cuticulaire. Celui des femelles est un simple tube qui conduit à l'anus. Chez les males le système reproducteur débouche dans le rectum qui est donc transformé en cloaque.

### 2.4- Le système sécrétoire-excréteur

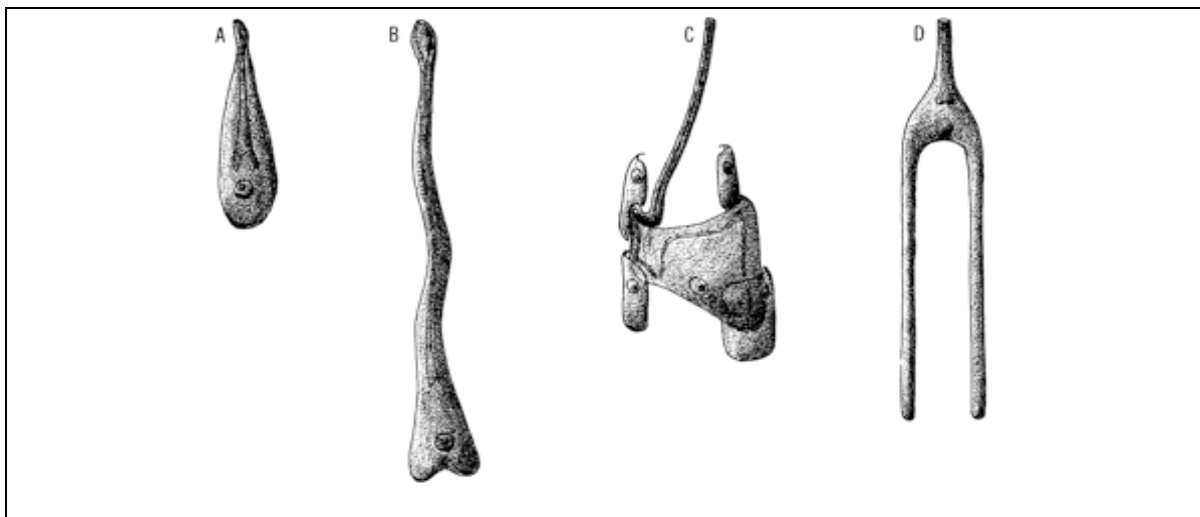
Le système S-E est un système de complexité variable. Il est souvent appelé le «système excréteur» pour des raisons morphologiques, mais physiologiquement, il s'agit d'un système sécréteur et osmo-régulateur qu'un excréteur.

Le système sécrétoire-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.



**Fig., 12a : Appareils excréteurs : système tubulaire simple**

A. Oxyuroidea, - Ascaridida ; B. Rhabditoidea, - Rhabditida ; C. Cephaloboidea, - Rhabditida  
D. Anasakidae,- Ascaridida ; E. Sous-classe Diplogasteria; F. Tylenchoidea, - Tylenchida . (D' après  
Waddell and Chitwood, modifier par Maggenti (1981)



**Fig., 12b: Appareil excréteurs : système Cellulaire ( individuelle) ou tubulaire chez  
*Adenophorea***

A *Chromadorasp.*, Sous-classe Chromadoria, -Chromadorida ; B. *Phanodermopsis* sp., Sous-classe Enoplida,  
- Enoplida ; C. *Plectus* sp., Sous-classe Chromadoria, - Araeolaimida ; D. *Anonchus* sp., Sous-  
classe Chromadoria, - Araeolaimida (D' après Waddell and Chitwood, modifier par Maggenti (1981)

Les nématodes primitifs ont un appareil excréteur glandulaire, d'autre ont un système tubulaire greffé sur le premier. Les phasmidiens présentent un système excréteur tubulaire. Les Rhabditides ont un système en forme de (H) associé à deux cellules rénettes (Fig., 12a ; 12b). Ou encore absence de l'appareil excréteur (*Dorylaimoidea*).

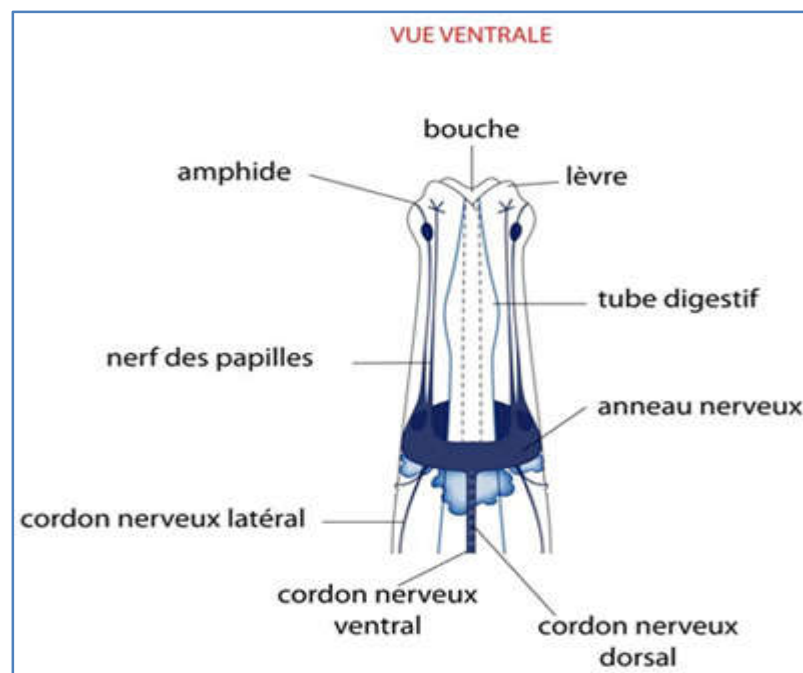
La physiologie de l'excrétion n'est pas encore bien élucidée. Les déchets azotés sont rejetés sous forme d'ammoniac chez les formes parasites, et sous forme d'urée ou d'acide

urique chez les Nématodes du sol. Les déchets azotés prédominants sont l'ammoniac et l'urée. La plupart des nématodes sont ammoniotéliques mais libèrent tout de même un peu d'urée. Selon le type d'appareil excréteur, les nématodes se subdivisent en deux sous classes : les *Secernentea* et *Adenophora*. Chez ces derniers, l'appareil est composé d'une glande unicellulaire.

Cette glande prend place dans le cœlome du pharynx. Elle est pourvue d'un canal qui se termine par l'orifice excréteur à la face ventrale. Pour les *Secernentea*, l'appareil excréteur est tubulaire. Chez l'ordre des *Tylenchida*, cet appareil est caractérisé par un tube long qui s'étend vers les deux extrémités. Ce tube est relié par un canal s'ouvrant vers l'extrémité par l'orifice excréteur.

## 2.5- 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. (Fig., 13)



Figure, 13 : Système nerveux d'un nématode.

Les différents organes du système nerveux sont connectés entre eux et aux terminaisons nerveuses qui innervent les muscles et les organes des sens. Les nématodes

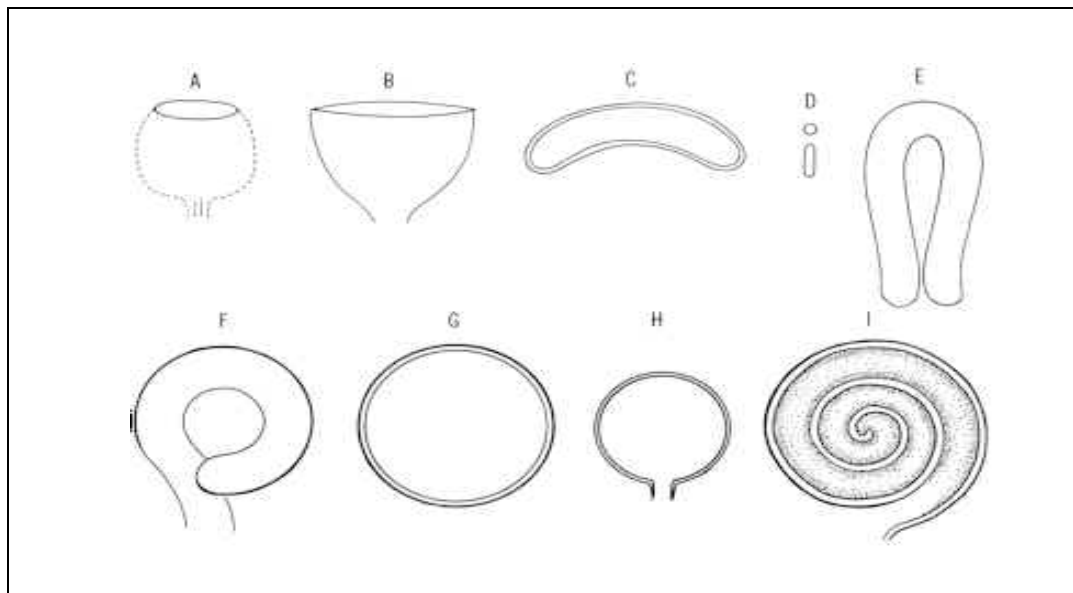


possèdent aussi des systèmes nerveux sympathiques : un œsophagien, un rectal, un entourant les spicules chez le male et un associé à la vulve et au vagin chez les femelles.

### 2.5.1- Organes sensoriels

Les nématodes possèdent en effet une paire d'organes chimio-sensoriels et sécréteurs placés de chaque côté de la tête, les amphides, contenant des cils modifiés appelés sensilles (Maggenti, 1981). Une structure similaire appelée phasmide est parfois présente à l'extrémité postérieure. La présence ou l'absence des phasmides permet la division des nématodes en Adenophorea – nématodes aphasmidiques – et les Secernentea – nématodes phasmidiques (Cheng, 1986 ; Schmidt, 2000). (**Fig., 14 et 15**). Les organes sensoriels (origine ectodermique) sont concentrés dans la région céphalique et dans la région postérieure.

**2.5.1.1- Les papilles** qui se présentent sous la forme de petites protubérances contenant une fibre nerveuse qui se termine juste sous la surface de la cuticule ou dans une petite cavité ouverte à l'extérieur. Les papilles sont soupçonnées être des mécanorécepteurs et/ou des chimiorécepteurs. *Xiphinema* (Dorylaimida) possède une couronne de 6 papilles labiales et 6 papilles céphaliques et une autre vers l'extérieur formée de 4 papilles céphaliques.



**Fig., 14: Variation de la forme des ouvertures des amphides (Shuurmans-Stekhoven et De Coninck modifier par Maggenti, 1981)**

**2.5.1.2- Les amphides**, au nombre de deux, situées latéralement dans la région antérieure, sont des organes combinant des cellules glandulaires et des terminaisons nerveuses. Elles sont des chimiorécepteurs. (**Fig.,14**)

**2.5.1.3-les phasmides :** Une paire de **phasmides** généralement placées dans la région postérieure et qui possèdent une structure analogue à celle des amphides. Ce sont des organes glandulo-sensoriels. Les phasmides se rencontrent chez les *Secernentea* et ils sont absents chez *Adenophorea*

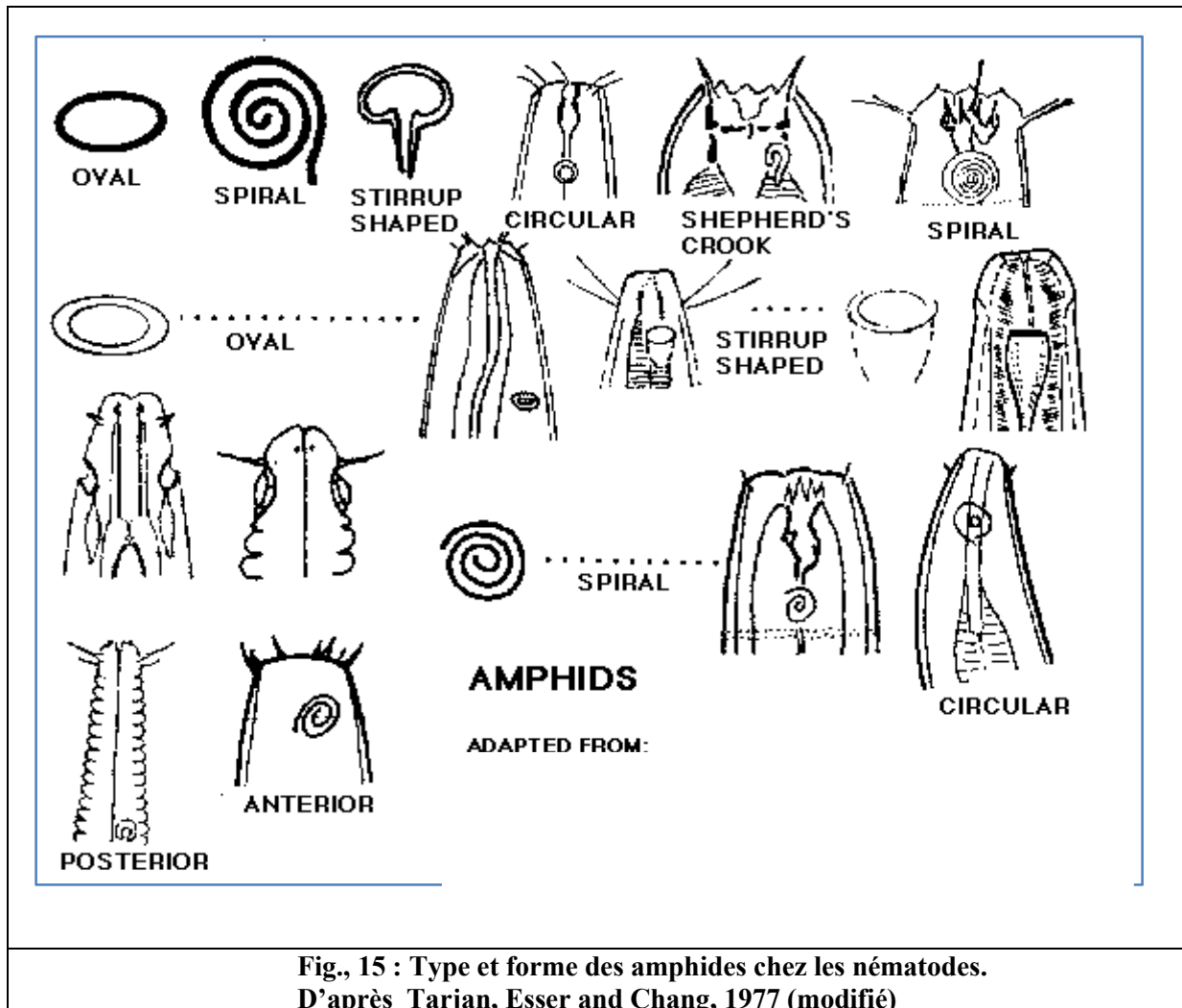


Fig., 15 : Type et forme des amphides chez les nématodes.  
D'après Tarjan, Esser and Chang, 1977 (modifié)

## 2.6- Appareil de reproduction

La reproduction des nématodes phytoparasites se fait selon deux modes :

- Reproduction sexuée**, la femelle est fécondée par le mâle. (Amphimixie)
- 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

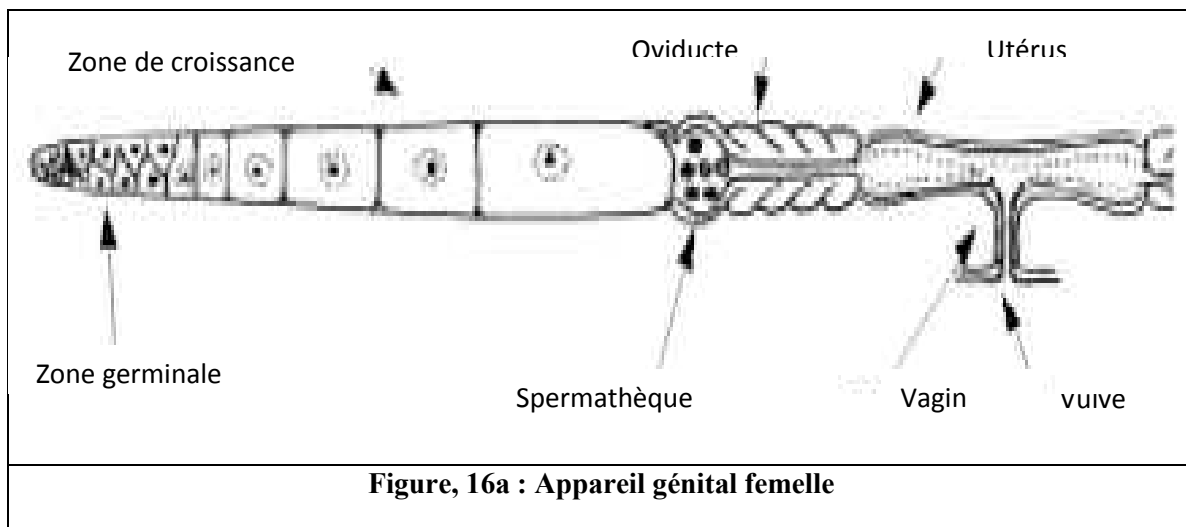
totalem. La présence de la vulve d'une part, des spicules et des ailes caudales d'autre part permettent de différencier assez facilement les deux sexes.

### 2.6.1- L'appareil reproducteur femelle.

L'appareil reproducteur femelle consiste en une ou deux branches génitales en forme de tubes allongés. (Fig., 16a et 16b).

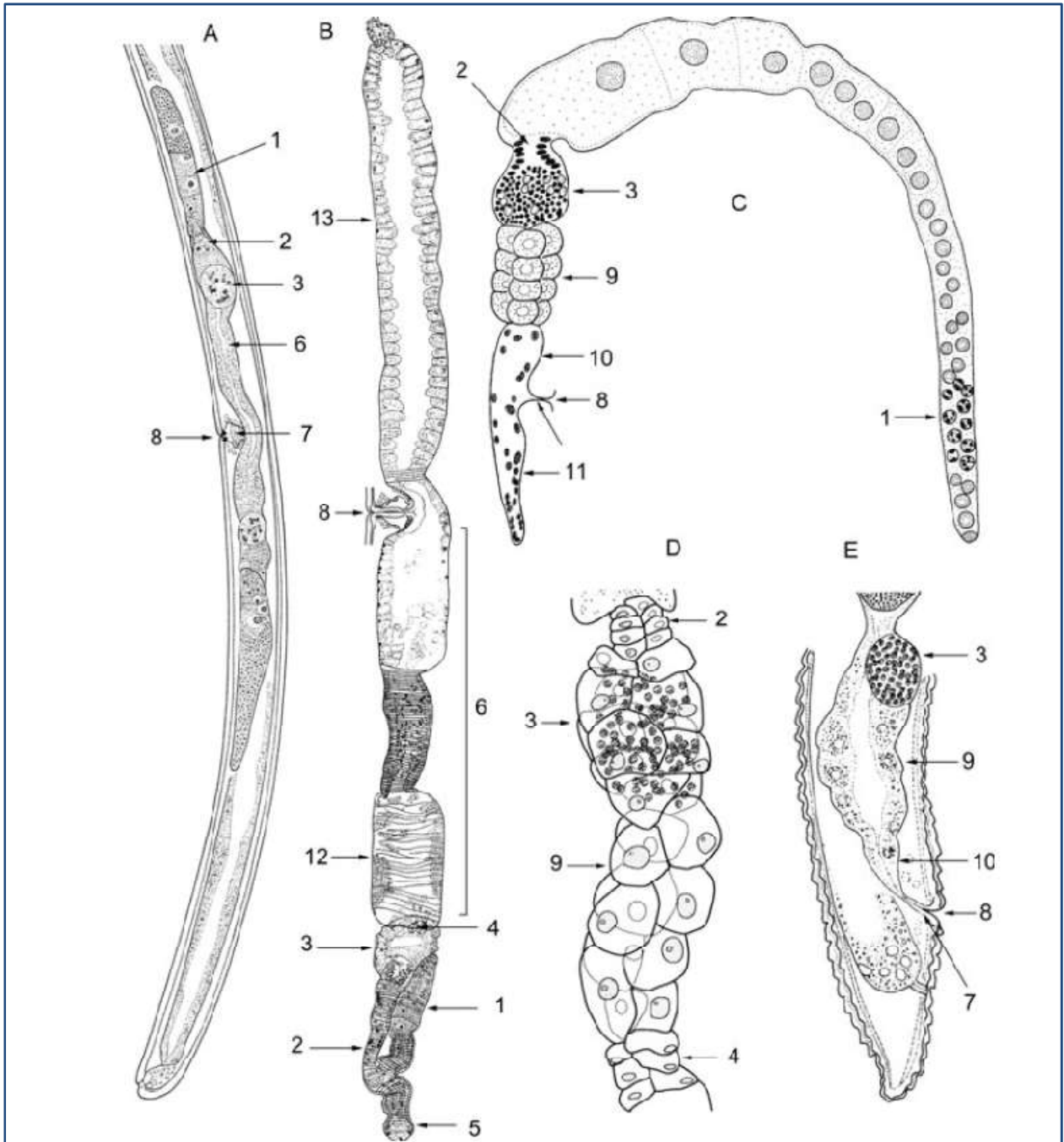
Chez les espèces à deux branches génitales (**didelphiques**) la vulve est généralement médiane et l'on distingue alors une branche génitale antérieure et une branche génitale postérieure. Chez les espèces à une seule branche génitale (**monodelphiques**) la vulve est généralement déplacée vers l'arrière du corps.

La structure de la branche génitale est la même que les espèces soient didelphiques ou monodelphiques. La paroi de la branche génitale est constituée d'une couche monocellulaire. La branche génitale est divisée en plusieurs régions distinctes. A l'extrémité se trouve l'ovaire avec une zone germinale (zone de division cellulaire) qui produit les oocytes et une zone de croissance dans laquelle les oocytes se transforment en ovules.



**Figure, 16a : Appareil génital femelle**

Entre l'ovaire et l'oviducte se trouve une spermathèque dans laquelle sont stockés les spermatozoïdes. A l'oviducte fait suite l'utérus où les œufs finissent leur formation et chez certaines espèces commencent même leur développement embryonnaire. De l'utérus un vagin court et musculéux conduit à la vulve.

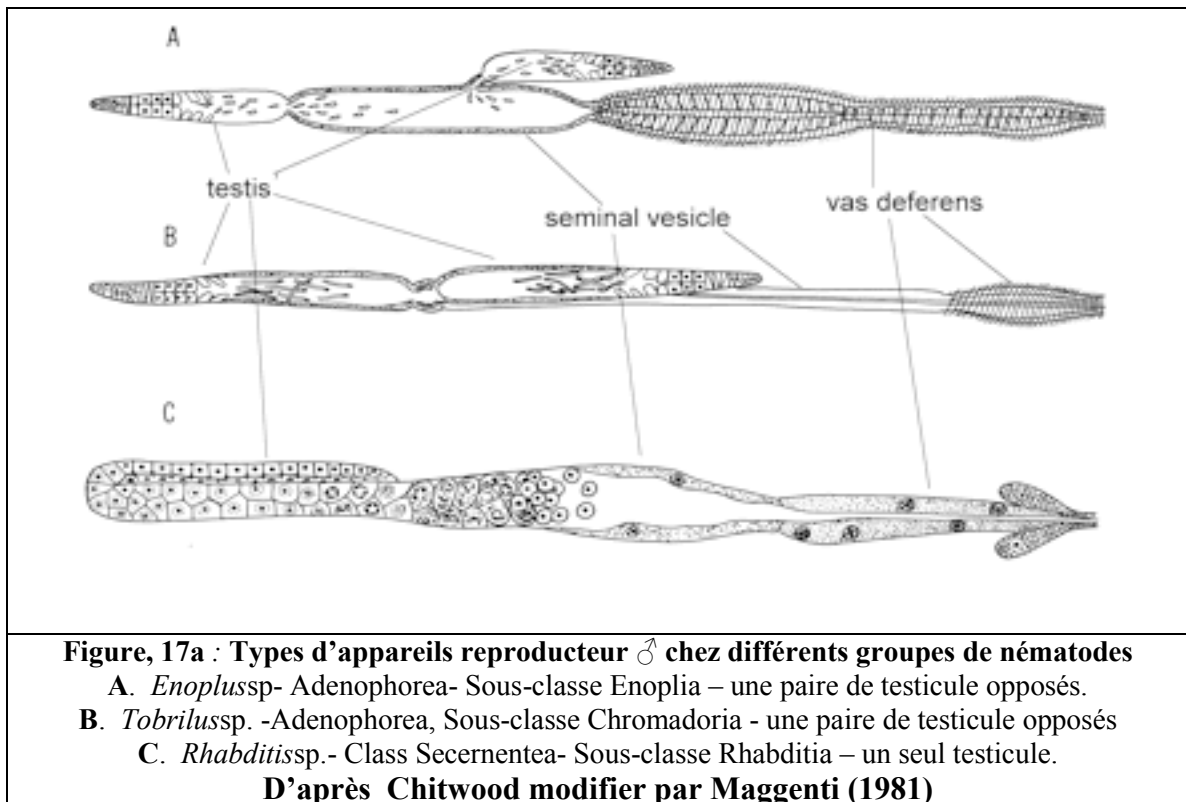


**Figure, 16b: Appareil de reproduction femelle.** A., Système didelphe-amphidelphique (Trichodorus, Trichodoridae). B. Système Pseudo-monodelphique (*Xiphinema surinamense*, Longidoridae). C- E. système Monodelphique. C. Système entier de reproduction féminin de *Pratylenchus coffeae* (Pratylenchidae); D. Détail de la région oviducte-utérus *Rotylenchus goodeyi* (Tylenchoidea). E. Postérieure région du corps (*Hemicriconemoides minor*, Criconematoidea). 1, Ovaire; 2, oviducte; 3, spermathèque; 4, sphincter / valve; 5, sac ovarien; 6, utérus; 7, le vagin; 8, de la vulve; 10, sac utérin; 11, sac post-utérine ; 12, partie délatée de l'utérus; 13, branche antérieure réduite; 14, le sperme.

## 2.6.2- L'appareil reproducteur male.

Les nématodes peuvent avoir un seul ou deux testicules (Longidoridae) (**Fig., 17a**). La partie postérieure du testicule et ou la partie antérieure du canal déférent peut former une zone de vésicule séminale ou de stockage de sperme.

La branche génitale est construite sur le même modèle (**Fig., 17a ; 17b**) que la branche génitale femelle. A l'extrémité, le testicule avec une zone germinale et une zone de développement fournit les spermatozoïdes qui sont stockés dans une vésicule séminale. Le canal déférent unit la vésicule séminale au rectum alors appelé cloaque (orifice commun de l'appareil reproducteur et du tube digestif).



Les mâles possèdent un appareil copulateur : les spicules, la plupart du temps pourvus d'une pièce accessoire le gubernaculum qui leur sert de guide. (**Fig., 18 ; 19**).

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.

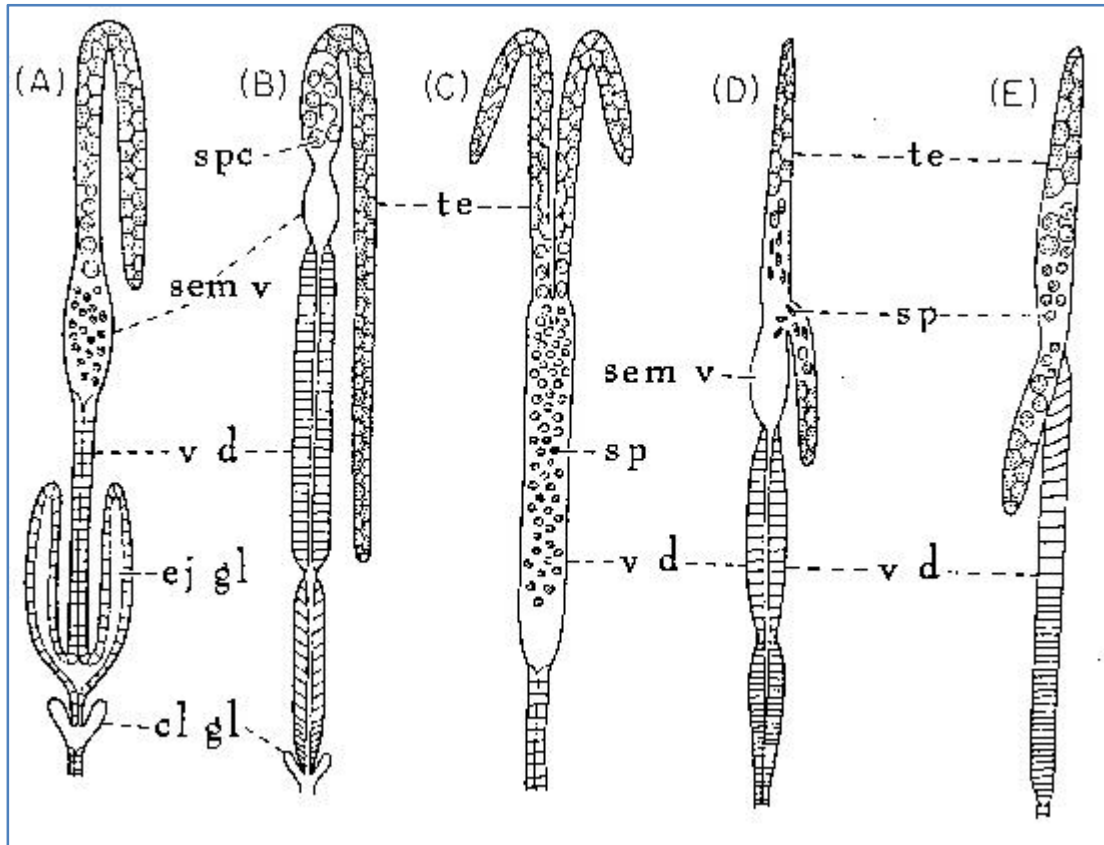
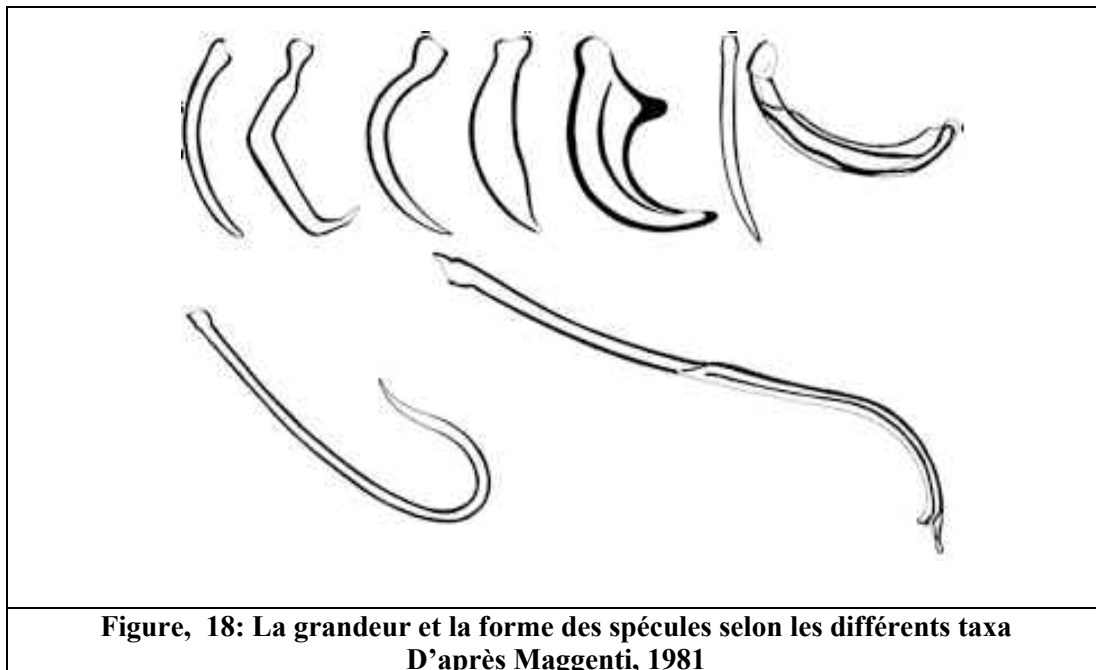


Fig.,17 b : Types d'appareils reproducteur ♂chez différents groupes de nématodes

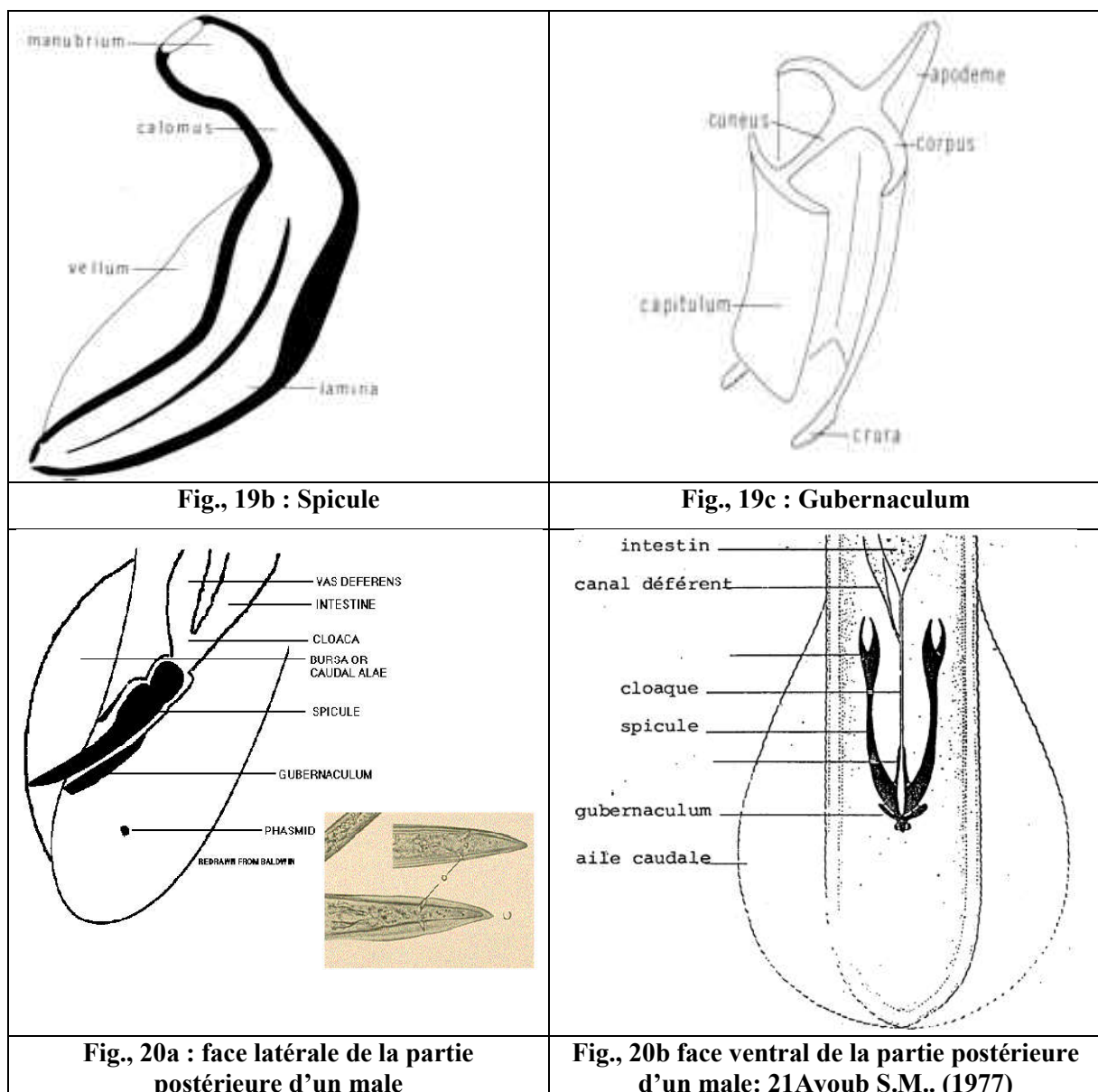


Figure, 18: La grandeur et la forme des spicules selon les différents taxa  
D'après Maggenti, 1981

Les **spicules copulateurs** (Fig., 19a), servant à l'accouplement, secrétés par les poches à spicules. Dans certains cas, cette poche à spicules secrète un élément

supplémentaire : le **gubernaculum** qui sert à guider le spicule jusqu'à l'anus. (**Fig., 19b**). Le gubernaculum peut être très simple ou complexe.

Certains nématodes ont, en outre, une **bourse saillante** en forme de parapluie qui se colle à la femelle pendant l'accouplement. La structure des spicules, du gubernaculum et de la bourse joue un rôle important dans la détermination des espèces. Les spermatozoïdes amiboïdes, sont dépourvus de flagelles. (**Fig., 20a ; 20b**).



---

## Chap.I. PRESENTATION GENERALES DES NEMATODES

---

- 1. Cycles de vie.**
  - 2. Régimes alimentaires et mécanismes d'alimentation.**
  - 3. Action des nématodes sur le métabolisme de l'hôte.**
  - 4. Symptomatologie.**
- 
-



## 1- Cycle de vie des nématodes phytophages

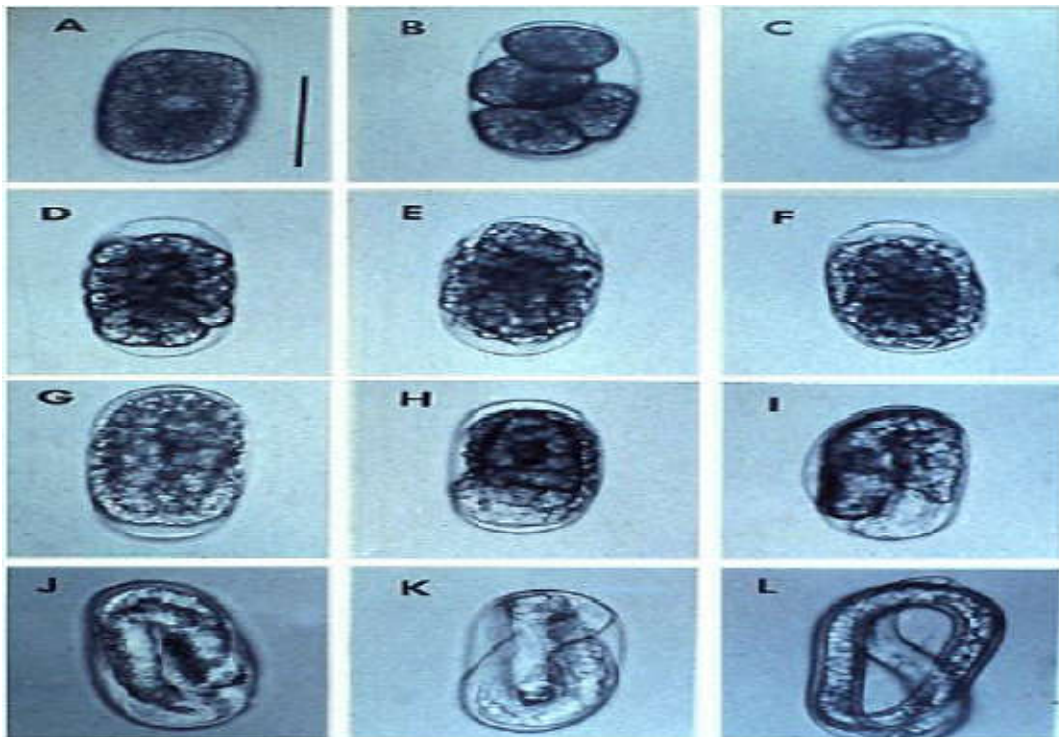
Les détails des cycles de développement des nématodes phytoparasites diffèrent selon le genre et selon espèce. Ces variations sont entraînées par la multiplicité des sols, des climats et des écosystèmes dans lesquels ils vivent. Une autre cause de diversification provient des relations hôtes parasites qui varient avec chaque espèce: certaines ne pénètrent jamais dans les plantes, d'autres se développent dans les racines, d'autres encore parasitent les parties aériennes des végétaux.

Les nématodes ont généralement un stade d'œuf, quatre stades juvéniles et adulte mâle ou femelle (**Fig., 22**). Les œufs peuvent être déposés individuellement ou en masses. Dans ce dernier cas, ils peuvent être contenus dans une matrice gélatineuse (les nématodes à galles) ou dans un kyste (*Heterodera*, *Globodera*).

L'**embryogenèse** des nématodes comprend :

- Une **phase de prolifération** avec une segmentation qui conduit de l'œuf à une masse compacte de cellules indifférenciées, la poursuite des divisions cellulaires et la gastrulation avec mise en place des trois feuilles embryonnaires. L'embryon étant expulsé de l'utérus au stade de plusieurs dizaines de cellules (selon les taxa), la prolifération continuant jusqu'au stade de quelques centaines de cellules. (**Fig., 21**).
- Une **phase d'organogénèse/ morphogénèse** au cours de laquelle l'embryon s'allonge et prend la forme d'un ver, le nombre de cellules restant à peu près constant. L'embryogénèse s'achève par l'éclosion de la larve L2 (rarement L1 chez les phytophages : *Xiphinema*).

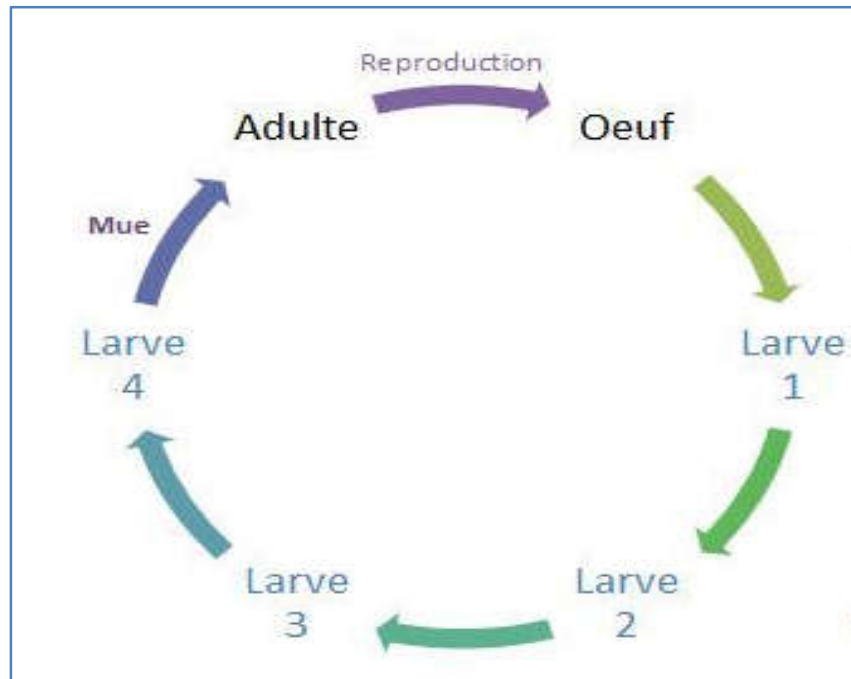
La larve L1 est dépourvue de stylet. La première mue se produit alors que le nématode est encore à l'intérieur de l'œuf. Ceci est un juvénile de deuxième stade (L2) encore dans l'œuf. Ce stade reste inactif pendant les conditions défavorables. Il est le stade infestant des plantes hôtes chez beaucoup d'espèces (*Meloidogyne*, *Globodera*, *Heterodera*).



**Fig., 21 : Etapes de développement de l'œuf (Embryogénèse).**

La plupart des nématodes muent quatre fois avant de devenir adulte, bien qu'il existe des nématodes, comme certaines espèces de *Xiphinema*, qui ont des cycles de vie raccourcis à seulement trois mues, probablement en raison de l'épogénèse (maturation des gamètes avant la fin de la croissance du corps), un phénomène fréquent dans organismes parthénogénétiques, (Decraemer and Hunt, 2006). La cuticule, incluant la partie antérieure du stylet, est abandonnée à chaque mue. Un nématode mâle adulte encore enveloppé dans la cuticule du quatrième stade juvénile

Chez les Longidoridae et les Trichodoridae, l'œuf éclore et libère la larve J1, alors que chez Tylenchomorpha la larve émergente est la J2 : la première mue s'effectue dans l'œuf. Pour certains nématodes zooparasites, deux mues se produisent dans l'œuf. Chez de nombreuses espèces, à l'exception des gonades, le nombre des cellules qui constituent le corps d'un nématode est prédéterminé. L'accroissement en taille, après que ce nombre soit atteint, est dû à une augmentation de la taille des cellules et non à une multiplication cellulaire.



**Fig., 22: Cycle de vie des Nématodes**

Du point de vue morphologique, les juvéniles ressemblent généralement à la femelle adulte. Elles sont dépourvues d'un système de reproduction mature. Dans certains groupes, un stade juvénile (généralement le J3, mais peut-être J2 ou J4) est plus résistant vis-à-vis un stress environnemental par rapport aux autres stades. Ce stade juvénile assure la dispersion et la survie aux conditions inhospitalières.

Les nématodes sont généralement amphimictique. Cependant, chez de nombreuses espèces (beaucoup d'espèces de Tylenchides), les mâles sont rares ou absents d'où la nécessité de se reproduire soit par parthénogenèse (le cas habituel) ou, plus rarement, par hermaphrodisme. Pour d'autres leur présence est facultative et des études ont montré qu'ils n'étaient pas indispensables à la reproduction chez plusieurs espèces à sex-ratio très variable.

Cependant, d'autres études ont signalé des cas d'intersexualité chez deux espèces : *Meloidogyne javanica* et *Ditylenchus trifomis*. Chez les premiers, les intersexués sont des individus mâles : les vrais mâles sont rares, chez les seconds, c'est des femelles qui présentent des caractères mâles secondaires (bourse, spicules, gubernaculum), celles-ci s'accouplent tout à fait normalement, mais on ne sait si elles sont fertiles.

La durée du cycle est fonction de l'espèce. Elle varie entre de quelques jours ou un an ou plus. La diversité du mode de vie des *Tylenchides* conduit à de grandes variations dans la

nature et la durée de leur cycle. Chez les phytoparasites, les espèces de nombreux genres se multiplient pendant l'année et donnent naissance à plusieurs générations successives, liées tous aux conditions ambiantes qu'à l'état de l'hôte (*Ditylenchus*, *Aphelenchoïdes*, *Meloidogyne*,...). La durée de chaque génération est très variable, généralement de l'ordre de 20 à 50 jours. D'autres suivent plus étroitement le cycle de leur hôte et ne présentent qu'une seule génération par an (*Heterodera rostochiensis*, *Anguina tritici*) ou exceptionnellement 2 ou 3 générations (*Heterodera schachtii*).

Les femelles sont généralement ovipares, mais dans certains groupes les œufs peuvent éclore à l'intérieur du corps de la femelle (ovoviviparité), ce qui entraîne généralement la mort. La cuticule s'épaissit et vire vers le noir après la mort de la femelle pour former un kyste qui conserve et protège les œufs des facteurs défavorables tels que la sécheresse ou les températures extrêmes.

### 1.1- Le sex-ratio.

Les mâles sont inconnus chez beaucoup d'espèces de *Tylenchide*. Pour d'autres leur présence est facultative et des études ont montré qu'ils n'étaient pas indispensables à la reproduction chez plusieurs espèces à sex-ratio très variable

Chez la plus part des nématodes phytophages le rapport mâles/femelle est de (1/1). Mais chez certaines espèces, les valeurs du sex-ratio sont fortement différentes. Ainsi, le rapport mâles/ femelles chez l'espèce *Aphelenchus avenae*, est de (1/1000). Dans ce cas le rôle reproducteur des mâles n'est pas important puisque la parthénogénèse est dominante. Dans la plus part des cas où les mâles sont absents, la parthénogénèse semble le mode le plus dominant, alors qu'en réalité, il existe un autre type de multiplication : l'autofécondation.

Les valeurs du sex-ratio sont fonction de nombreux facteurs (l'espèce, l'espèce végétale hôte et son âge, les facteurs écologiques régnants). Ainsi il a été signalé la relation étroite entre l'importance de la densité d'une population de nématode et le taux des mâles.

L'étude de ce phénomène chez le nématode doré de la pomme de terre « *Globodera rostochiensis* » élevé sur les variétés résistantes a montré que l'accroissement du nombre des mâles n'est pas la conséquence d'une forte mortalité précoce des femelles. Ce phénomène est dû aux :

- Facteurs internes : relatifs la forte concurrence intraspécifique (insuffisance de nourriture) entre les larves ce qui conduit à la masculinisation des larves femelles.
- Facteurs externe liée aux conditions du milieu :
  - Maladies physiologique chez la plante (Carences) : l'insuffisance azotée chez l'hôte provoque l'augmentation du taux des males chez *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949, ainsi que *Heterodera schachtii*.
  - L'âge des racines : les études ont montré qu'il existe une relation proportionnelle entre l'âge des racines suite à la diminution des teneurs de certains éléments nutritifs ou substance nutritives nécessaire pour le parasite.
  - Changement des conditions écologiques : qui provoque la masculinisation des larves femelles « sex reversal ». ainsi l'augmentation des températures provoque la masculinisation.

### 1.2- La fécondité

Elle est fonction du degré de parasitisme atteint par le nématode. Le nombre d'œufs pondus est de quelques centaines chez les phytoparasites.

Chez les formes à grandes dimensions comme *Anguina tritici*, le chiffre peut s'élever à 2000 ou 2500. Les espèces dont les femelles sont hypertrophiées ou globuleuses renferment plusieurs centaines (*Heterodera*) ; de 300 à 2000 chez les *Meloidogyne*.

### 1.3- La ponte

La ponte peut avoir lieu dès les premières phases de leur évolution, mais ils peuvent aussi se développer complètement dans le corps de la mère qui est ainsi ovovivipare; entre ces deux extrêmes on peut observer tous les degrés. La plupart des œufs de nématodes sont morphologiquement très similaires, à savoir une forme ellipsoïdale avec une coque transparente, sauf pour certains nématodes parasites d'animaux, et sont d'une dimension similaire, quelle que soit la taille de l'adulte.

Les œufs peuvent être déposés :

- Individuellement dans le sol, le cas des ectoparasite « *Tylenchorhynchus sp*, *Xiphinema sp* ; *Trichodorus sp*... ». Dans ce cas les œufs sont exposés aux différentes conditions physiques et biologiques. Le spectre d'hôte de ces nématodes est large. Soit au niveau

des tissus de l'hôte (endoparasites migrants *Pratylenchus sp*, *Ditylenchus sp...*). Ce type de ponte est évolué. Ces nématodes ont une large gamme d'hôtes.

- ou collés ensemble en masses dans une matrice gélatineuse sécrétée par la femelle. Ces masses d'œufs sont associées à des espèces où les femelles gonflent et deviennent sédentaires, (*Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchulus semipenetrans...*). Bien que certains genres obèses conservent tous les œufs dans le corps. Le tannage de la cuticule du corps de la femelle après sa mort conduit à la formation d'un kyste. Les Sacs d'œufs et les kystes servent à protéger les œufs vulnérables.
- D'autre espèce déposent leurs œufs à l'intérieur des ovaires des fleurs. Ces espèces présentent une relation très étroite avec leurs hôtes. elles pondent dans l'ovaire des épis. L'éclosion des œufs donnent naissance au deuxième stade larvaire qui entre en état de diapause au niveau de la graine des céréales infectées. Ces graines ont un aspect momifié « *Anguina tritici* ».

## 2- Régimes alimentaires et mécanismes d'alimentation

Les Nématodes affichent un large éventail d'habitudes alimentaires ou trophismes. Certaines espèces de nématodes sont microphages, se nourrissant de petits micro-organismes, tandis que d'autres sont saprophage, se nourrissant de morts et matières organiques en décomposition, d'autres sont omnivores ou prédateurs.

De nombreuses espèces de nématodes sont phytophages, qui obtiennent leur nourriture directement à partir de plantes. Il existe trois principaux modes de phytoparasitisme: (1) ectoparasites; (2) endoparasites (migrants et sédentaires); et (3) semi-endoparasites.

### 2.1-Ectoparasites

Le nématode reste dans le sol et ne pénètre pas dans les tissus végétaux. Il se nourrit à l'aide du stylet pour perforer des cellules végétales - plus le stylet est long, plus le nématode peut s'alimenter auprès des tissus végétaux intérieurs. La majorité des espèces ectoparasites restent alors immobiles tandis que d'autres, par exemple *Cacopaurus*, devenu attaché de façon permanente à la racine par son stylet profondément ancrée. Il est également bien reconnu que certains nématodes ectoparasites sont des agents importants de transmissions de virus aux plantes (*Xiphinema spp.*; *Longidorus spp.*; *Trichodorus* et *Paratrichodorus* spp.).

## **2.2-Endoparasites:**

Dans ce type de parasitisme le nématode pénètre complètement dans le tissu racinaire. Les Endoparasites migrants, tels que *Pratylenchus* et *Radopholus*, conservent leur mobilité et n'ont pas de site d'alimentation fixe à l'intérieur du tissu végétal, alors que les endoparasites sédentaires plus avancés ont un site d'alimentation fixe et induisent un système trophique sophistiqué de cellules nourricières ou syncytiales.

### **2.2.1-Les endoparasites migrants**

Chez ce groupe de nématodes, tous les stades sont mobiles à l'exception de l'œuf. Les nématodes traversent les tissus végétaux de cellule en cellule, ou peuvent quitter les tissus végétaux à la recherche de nouvelles sources alimentaires. Au cours de leur migration et de leur alimentation, ces nématodes pondent des œufs soit à l'intérieur du cortex racinaire soit dans le sol environnant les racines. Les cellules endommagées sécrètent des toxines qui peuvent tuer les cellules adjacentes, conduisant à la formation de petites taches ou de lésions nécrotiques. Des champignons et des bactéries, agents de pourriture secondaire des racines, sont souvent associés aux déplacements et aux points d'entrée créés par les nématodes endoparasites migrants.

### **2.2.2-Les endoparasites sédentaires**

Les nématodes endoparasites sédentaires sont capables d'envahir les tissus végétaux dès l'éclosion du second stade juvénile – stade infestant vermiforme. Ils se déplacent dans le sol à la recherche de racines d'une plante hôte, traversent les tissus végétaux afin de trouver un site nourricier. Une fois le site trouvé, le juvénile s'y établit de manière permanente jusqu'à la fin de son cycle de développement en femelle adulte. Au fur et à mesure de son développement, son corps arrondi prend une forme sphérique, de citron, de rein ou ovoïde.

Le nématode s'alimente sur un très petit nombre de cellules, régulées par le nématode lui-même à l'aide de substances de croissance. Certaines espèces (nématodes à kystes et nématodes à galles) conduisent à la formation de cellules géantes à l'intérieur des racines de la plante hôte.

L'installation d'un site d'alimentation spécialisée (syncytium) améliore le flux de nutriments de l'hôte, ce qui permet aux femelles de devenir sédentaires, globuleuses et très fécondes. Les endoparasites sédentaires ont également une phase de migration avant que le site d'alimentation est établi. Pour les nématodes à galles et à kystes, seulement les larves J2

et les mâles sont migrants, mais chez *Nacobbus*, par exemple, tous les stades juvéniles, le mâle et la femelle vermiforme immature sont migrants, seule la femelle mature étant sédentaire.

Les mâles demeurent filiformes, se nourrissant à la surface des racines pour quelques jours, pendant lesquels ils peuvent ou non féconder les femelles avant de migrer à nouveau dans le sol pour y mourir.

Les femelles de nématodes endoparasites sédentaires produisent généralement un très grand nombre d'œufs, qui demeurent à l'intérieur de leurs corps (nématodes à kystes – *Heterodera* spp.) ou s'accumulent dans des masses d'œufs (nématodes à galles – *Meloidogyne* spp.) rattachées à leurs corps.

### **2.3- Semi-endoparasites:**

Quelques espèces sont sédentaires mais seulement semi-endoparasites, comme le nématode réniforme (*Rotylenchulus* spp.) et le nématode des citrus (*Tylenchulus semipenetrans*), nématodes qui sont partiellement intégrés dans les tissus racinaires. Seule la partie antérieure du nématode pénètre dans la racine.

Certains genres comme *Hoplolaimus* (Tytgat et al., 2000) ou *Helicotylenchus*, agissent en fonction de l'hôte, ils sont soit semi-endoparasites ou ecto-endoparasites migrants, tandis que certains parasites sédentaires ont seulement la partie antérieure du corps noyé dans la racine (= semi-endoparasites sédentaires), par exemple *Rotylenchulus*, *Tylenchulus*.

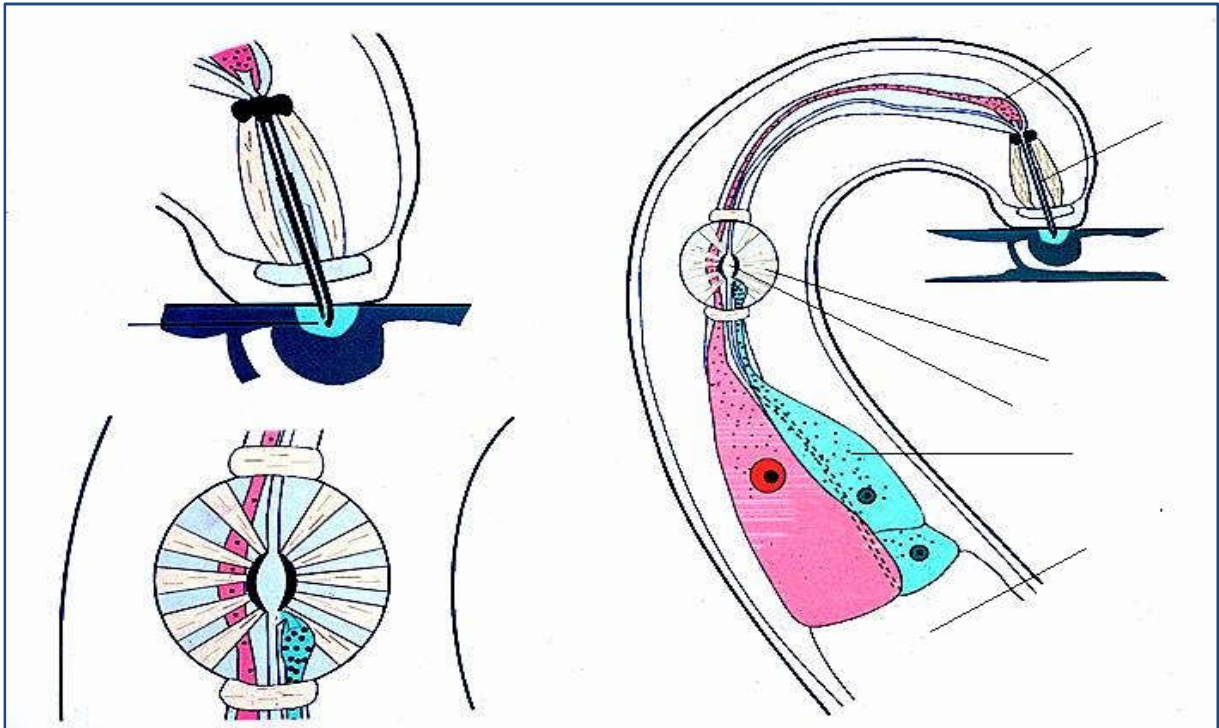
### **3- Action des nématodes sur le métabolisme de l'hôte**

Les nématodes phytoparasites sont des parasites obligatoires, ne s'alimentant que sur des plantes vivantes, la nutrition de ces derniers varie selon leurs modes de parasitisme, et parce qu'ils évoluent dans la zone du sol qui entoure les racines, celles-ci exercent une attraction qui, selon beaucoup de chercheurs, serait d'origine chimique. Il s'agirait d'exsudats racinaires, cas du pommier qui produit des quantités attirant ainsi certains nématodes.

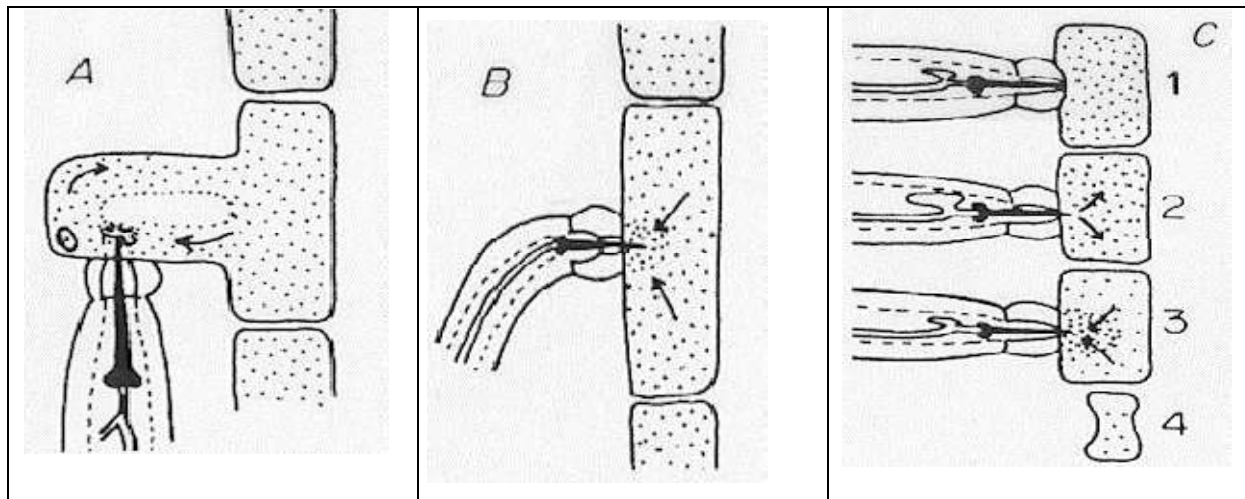
Guidés par ses amphides (organes sensoriels, le nématode sent une racine, il se rapproche par ondulation en suivant un gradient de section racinaire, et avec son stylet, il perce une cellule de la racine et y injecte les sécrétions de sa glande œsophagienne (salive



contenant des enzymes digestives toxiques qui liquéfient partiellement le contenu de la cellule. (Fig., 23 et 24).



**Fig., 23 : Mécanisme d'alimentation chez les nématodes phytophages**



**Fig., 24 : Etapes d'Ingestion :** - (1) Pause Après la pénétration du stylet ; (2) –sécrétion des enzymes dans la cellule pour prédigestion ; (3), aspiration du contenu cellulaire à l'aide de la pression exercé par le bulbe médian ; (4) – vider de son contenu, la cellule végétale ; (4) –le temps d'alimentation à partir d'une seule cellule peut durer entre 1-5 min à 1 sem.

Les sécrétions salivaires provoquent l'apparition d'auxines qui induisent des déformations caractéristiques du système racinaire. Elles contiennent aussi des enzymes digestives qui permettent au nématode d'assimiler le contenu de la cellule végétale ou qui

facilite sa pénétration à travers les parois. Ainsi, la cellulase a été mis en évidence chez trois espèces de *Ditylenchus* (*Ditylenchus destructor*, *Ditylenchus myceliophagus*, *Ditylenchus dipsaci*). Ces espèces contiennent aussi de la chitinase, particulièrement active pour la dernière espèce.

Les quantités de l'amylase chez *Meloidogyne*, *Ditylenchus destructor* et *Ditylenchus allii*, varient avec le nématode, mais aussi avec la variété et la composition chimique de la plante hôte et parfois avec la température.

### **3.1. Changement physiologiques et chimiques :**

Accélération de la respiration des plantes infestées et des changements concernant la concentration des éléments constituant leurs structures.

Dans les galles provoquées par les nématodes à galles (*Meloidogyne*), la concentration des acides Aminés et nucléique est élevée, par contre celle des polysaccharides est basse.

### **3.2. Changements histologiques (Histopathologie) :** elles sont présentées par trois groupes :

**3.2.1- Changements néoplastiques :** formation des galles, induites par plusieurs espèces de nématodes phytophages sur l'organe parasité. Parmi ces nématodes : *Hemicycliophora*, *Xiphinema*, *Ditylenchus dipsaci*, et les *Meloidogyne*.

L'infestation des plantes par les *Meloidogyne* est très complexe. Après leur pénétration, les larves de second stade (L2) se fixent auprès du cylindre central de la racine et provoquent la formation d'un site nutritionnel.

Ce site n'est qu'un ensemble de cellules géantes qui est de l'ordre de 2 à 9 cellules hypertrophiées et multinucléées. En même temps que la formation du Syncytium, les cellules avoisinantes subissent aussi une hypertrophie et une hyperplasie, formant ainsi la galle. Ces changements sont sous l'action des hormones de croissance.

### **3.2.2- Changements destructifs**

Ils se caractérisent par la mort des cellules, exemple :

✓ *Trichodorus*, qui inhibe le développement du méristème apical des racines. L'attaque de ce nématode provoque une déformation ou une destruction de l'apex des racines, ce qui

induit à la formation des racines latérales qui seront par la suite, attaquées à leur tour. Ainsi les racines deviennent courtes et trapus.

- ✓ Nématodes provoquant des nécroses : *Pratylenchus* : C'est un nématode endoparasite migrateur, qui provoque des nécroses et des pustules dans l'écorce. L'intervention des parasites secondaires (champignons..) aggravent les dégâts.
- ✓ Le nématode *Radopholus similis* provoque les mêmes symptômes.
- ✓ Le nématode des tiges et des bulbes, *Ditylenchus dipsaci*, provoque des dommages importants sur les tissus végétaux non conducteurs des feuilles, induisant à la formation des cavités suite à la dissociation des cellules sous l'effet de la pectinase.

### 3.2.3- Changement d'adaptation :

Dans ce cas, les cellules s'adaptent aux pertes de leurs contenus (*Meloidogyne*, *Rotylenchus reniformis*, *Heterodera*, *Rotylenchulus semi penetrans*).

## 4. Symptomatologie.

Les nématodes phytophages se répartissant sur le plan taxonomique entre deux ordres seulement, celui des **Tylenchida** pour leur grande majorité et celui des **Dorylaimida** pour les autres. Toutes ces formes ont en commun la particularité de posséder un stylet buccal leur permettant de perforer les parois des cellules **épidermiques** et **parenchymateuses** qu'ils ponctionnent ou qu'ils traversent. Chaque espèce possède un arsenal enzymatique (propre et détermine dans la racine attaquée des **réactions histologiques** très variables, souvent accompagnées d'**altérations morphologiques** visibles et de **troubles physiologiques** de la nutrition et de la croissance.

Les altérations du système racinaire sont de différents types et leur aspect ne révèle pas toujours immédiatement une origine parasitaire. On peut les classer en trois groupes.

Ce sont d'abord les **nécroses** qui, lorsqu'elles sont superficielles et limitées à des îlots de cellules épidermiques, se manifestent par des **ponctuations jaunâtres** ou **brunâtres** sur les racines claires (action de nombreuses espèces dites **ectoparasites** appartenant en particulier aux familles de **Hoplolaimidae**, **Criconematidae** et **Longidoridae**).

On peut aussi observer des **excoriations** telles celles des racines de Citrus envahies par *Tylenchulus semipenetrans*. Les nécroses peuvent toucher des assises plus internes et provoquer des **lésions profondes** nettement délimitées ou bien plus étendues. C'est ce qui arrive en présence des nématodes se rassemblant en grand nombre dans un site déterminé ou se multipliant dans les **tissus parenchymateux**, tels les *Pratylenchus* ou les *Radopholus* qualifiés d'**endoparasites migrants**.

Ces lésions peuvent entraîner la mort de la partie distale des radicelles envahies. Dans le cas d'organes végétaux souterrains plus succulents, tels les tubercules et les bulbes, certains nématodes endoparasites détruisent les structures tissulaires, mais favorisent aussi **l'invasion d'organismes pathogènes secondaires** qui induisent une **pourriture généralisée** (*Ditylenchus destructor* dans le cas classique de la pomme de terre et *Scutellonema bradys* dans le cas de l'igname).

Un autre type d'altération racinaire est la formation de galles. Celles-ci peuvent être très volumineuses et on les a remarquées depuis très longtemps. Plusieurs espèces de nématodes appartenant à diverses familles peuvent en être responsables : *Ditylenchus radicola* sur graminées, les espèces du genre *Nacobus* et surtout celles du genre *Meloidogyne* répandu dans tous les sols des régions chaudes du monde et aussi pour quelques espèces sous les climats tempérés. L'importance de la réaction cécidogène de la plante dépend dans ce cas, à la fois de l'espèce botanique et de celle du *Meloidogyne* présent.

Le troisième type d'altération consiste en des modifications diverses de la morphologie du système racinaire qui peuvent être une **bifurcation excessive des radicelles**, comme on l'observe sur les céréales attaquées par *Heterodera avenae* dont le chevelu coralliforme formant une masse imbriquée est très différent de celui qui est normal.

Dans d'autres cas, on voit une **prolifération excessive de racines latérales** par rapport à la principale (betterave attaquée par *Heterodera schachtii*). On peut observer aussi de véritables " balais de sorcière, à la suite d'attaques de diverses espèces survenant près de l'extrémité des racines. Quelques espèces induisent, lors d'agressions précoces, des déformations considérables ; c'est le cas par exemple des carottes ou des scorsonères se développant dans des terrains infestés par *Meloidogyne hapla* où la **formation de galles** devient une réaction mineure devant les **bifurcations** et **l'atrophie** de la racine.

Les déformations radiculaires peuvent prendre un aspect tout différent lorsque, au lieu de stimuler une croissance radiculaire anarchique, les nématodes l'inhibent, donnant des symptômes dénommés « **racines granuleuses** » quand la croissance des ébauches latérales a été bloquée au moment où elles commençaient à percer le cortex de la racine principale, ou bien « **racines en brosse** » lorsque le développement de ces radicules est arrêté un peu plus tard. Souvent ces radicules se répartissent en paquets.

Un autre type de déformation est le « **bout courbé** », dû à un dommage limité à un côté de l'extrémité de la radicule dont l'élongation est retardée par rapport à l'autre ; les **terminaisons** sont alors **distordues et renflées**.

Il faut ajouter que ces altérations ne sont pas toujours caractéristiques de tel ou tel nématode et que d'autres pathogènes donnent parfois des symptômes analogues. Souvent aussi plusieurs espèces de nématodes attaquent simultanément une plante dont les racines présentent en juxtaposition plusieurs types d'altération.(Ritter, 1975)

Les mécanismes mis en cause sont généralement mal connus. Les lésions et les nécroses sont souvent dues à une spoliation directe et à l'émission **d'enzymes cellulolytiques** ou **pectinolytiques** par les nématodes eux-mêmes.(Ritter, 1975)

La formation des galles relève de phénomènes plus compliqués avec apparition d'**Auxines** et de **Cytokinines** provenant de réactions du végétal. Il en est de même des proliférations radiculaires excessives qui se poursuivent même quand le pathogène a disparu.

En ce qui concerne les **inhibitions de croissance radiculaire**, il ne semble pas que la **destruction mécanique** des zones d'élongation suffise à expliquer le phénomène qui relève sans doute aussi de **réactions biochimiques induites**.

Le nématode comprend uniquement trois cellules constituant les trois glandes péri-œsophagiennes, (la dorsale et les deux subventrales). Ces glandes peuvent aussi synthétiser d'autres types de substances, protéines ou hydrates de carbone qui diffèrent selon les espèces, selon le stade de développement de nématode et même selon la glande considérée.

Pour attaquer l'épiderme de la racine, les nématodes ne peuvent utiliser qu'un moyen mécanique qui leur permet d'introduire ultérieurement, le cas échéant, les enzymes émises par l'appareil glandulaire interne. Ce moyen mécanique est le stylet : sa longueur et l'importance

du système musculaire protecteur varient beaucoup selon les espèces. Ce qui explique une part des différences de comportement interspécifique, (Ritter, 1975).

Beaucoup d'auteurs ont observé sous le microscope les séquences de, mais les meilleures précisions concernant l'agression de la racine ont été apportées par Dongaster, (1966) et Cayrol (1968) pour *D. myceliophagus*, nématode mycophage, et Wyss (1973) pour *Tylenchorhynchus dubius*, nématode ectoparasite sur racinelles de *Brassica rapae*.

En règle générale on assiste d'abord à une **phase exploratrice de l'épiderme** à l'aide des lèvres et de l'extrémité du stylet qui possèdent des organes récepteurs tactiles et chimiques (papilles et amphides), le nématode essaye alors par des mouvements de va-et-vient de plus en plus puissants de perforer la membrane.

Quand il y est parvenu, il pompe, grâce à un appareil valvulaire adapté, le contenu de la cellule dans lequel il a ou non injecté préalablement ses sécrétions salivaires. Cela dépend de la morphologie de la région œsophagienne, le débouché des glandes pouvant être situé antérieurement près de la base du stylet ou plus postérieurement au niveau de l'appareil valvulaire de pompage ; ce caractère joue d'ailleurs corrélativement un rôle important dans la taxonomie de l'ordre des **Tylenchides**. (voir chap. II).

Wyss, (1973) indique, que les temps absolus et relatifs de chaque séquence d'une prise de nourriture varient beaucoup selon les espèces, par exemple celle-ci dure en moyenne 8mn, 47 s pour *Tylenchorhynchus dubius* et 3 mn 6s pour *Trichodorus similis* sur le même hôte. On a souvent remarqué que les phases de salivation et d'ingestion sont marquées par des mouvements de cyclose dans la cellule qui peuvent être extrêmement brutaux (Cayrol, 1970).

L'agression du système racinaire par une population de nématodes suffisamment importante s'accompagne de troubles du métabolisme qui se traduisent visuellement sur la partie aérienne : **nanisme, flétrissement, dessèchement**, etc., ou par des symptômes plus spécifiques : **rougissement, décolorations localisées**, exprimant des modifications très particulières de la physiologie.

L'activité biologique de la plante, joue un grand rôle dans les nématodes au niveau de la rhizosphère, est l'excrétion racinaire dont l'action sur de multiples autres microorganismes du sol a été largement soulignée. On a constaté que celle-ci peut gouverner certaines phases de leur activité et en premier lieu des déplacements orientés.

L'identification de la plante hôte et des sites de pénétration, ainsi que l'initiation du comportement de nutrition, mettent en jeu des signaux chimiques perçus par des organes chimio-sensoriels complexes appelés amphides.

Les larves ou les adultes de nombreuses espèces de nématodes sont attirés vers les racines de différentes plantes, ce qui dénote que le stimulus provient bien de celles-ci. (Ritter, 1975). La Valle et Rohde, (1963) montrent que l'attraction à l'égard de *Pratylenchus penetrans* diminue quand on coupe l'extrémité de la pousse, ce qui agit directement, comme on le sait, sur l'excrétion racinaire globale ; les plus attractives sont souvent les extrémités, les zones d'élongation et les zones de poils absorbants.

L'attractivité des racines semble favorisée par de petites blessures causées par d'autres nématodes en train d'y pénétrer, cas de *Meloidogyne javanica* et *M. incognita* (Peacock, 1959 ; Wallace, 1966).

La nature même de ces stimulants n'est pas connue, quelques-unes des substances qui existent dans les excréments racinaires ont un tel rôle dans tel ou tel cas particulier : par exemple l'**acide Gibbérellique**, la **Tyrosine**, l'**acide Glutamique**. En 1960, Jones montrait que cette dernière substance ainsi que l'**acide aspartique** étaient attractifs à la concentration de 1/100 000, mais répulsifs au 1/1 000.

Certains sels jouent un rôle analogue : le **Dithionite de sodium**, le **Permanganate de potasse**, le **Chlorure d'aluminium**, le **Nitrate d'ammonium**, etc.

Ces substances peuvent se conserver dans le sol à l'état adsorbé et même résister à la dessiccation. Un autre type d'excrétats racinaires est celui qui, beaucoup plus spécifique, permet l'éclosion des œufs de certaines espèces d'*Heterodera*.

Un dernier type d'excrétats radiculaires peut agir sur la nématofaune de la rhizosphère, ce sont des substances toxiques. Le cas le plus classique est celui des œillets d'Inde, *Tagetes patula* et *T. erecta* (Oostenbrink, 1957) dont les excréments radiculaires ont un pouvoir nématicide élevé, mais très variable selon les espèces, de 2 ppm à des milliers de ppm.

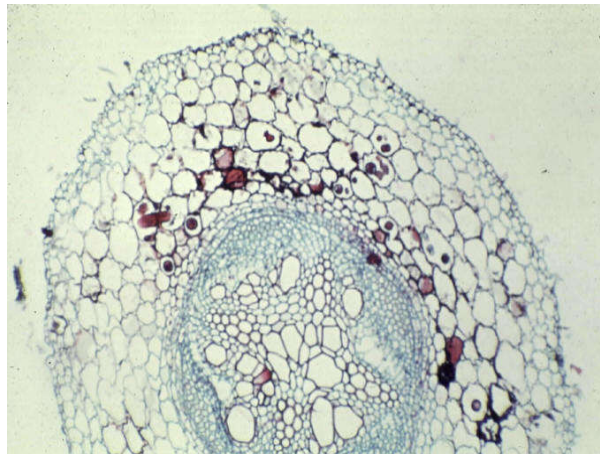
La principale substance active a été caractérisée : c'est l' $\alpha$  terthienyl, corps assez simple qui représente de l'ordre de 2% du poids sec des racines. Certains Hélianthèmes ont des propriétés semblables et les substances correspondantes viennent d'être caractérisées. L'asperge possède aussi des propriétés nématicides très étendues (Gommers, 1973).

La sensibilité d'un hôte se traduit non seulement par une réaction histologique ou physiologique plus ou moins importante de cet hôte, mais également par une capacité plus ou moins grande à permettre la reproduction du parasite, (De Guiran et Villemin, 1980).

#### 4.1- les conséquences de l'effet pathogène

Les dommages causés aux plantes et les baisses de rendements qui en résultent proviennent du mode d'alimentation des nématodes.

- Ils détournent à leur profit une partie du métabolisme de la plante.
- -Ils endommagent le système racinaire de la plante par réductions et destructions des racines et des racelles ce qui réduit l'alimentation en eau et en sels minéraux.
- -Ils injectent dans les cellules des sécrétions glandulaires destinées à liquéfier le "contenu cellulaire avant de l'absorber. Ces sécrétions sont généralement toxiques pour les cellules et les tuent. Les *Trichodorus* parviennent ainsi à détruire totalement les zones de multiplication et d'élongation situées à l'apex des racines.



**Fig., 25 : Coupe transversale montrant des dommages au cortex de la racine par, *Pratylenchus spp***

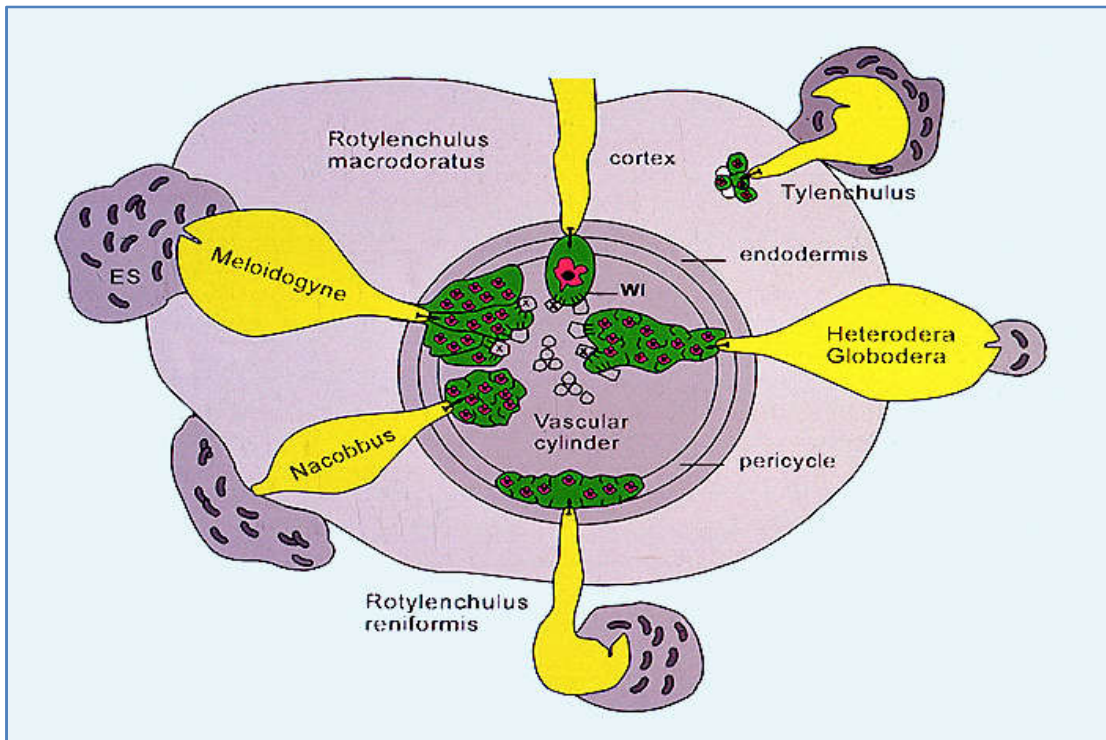
#### 4.2- Etablissement des sites nutritifs

Les nématodes endoparasites sécrètent généralement des substances modifiant les cellules du cylindre central et du cortex provoquant la formation de cellules géantes, ceci au-delà de la zone attaquée ce qui entraîne la formation de galles. Les cellules du cylindre central étant déformées, la circulation des sèves brutes et élaborée est fortement perturbée. (Fig.,26)

##### 4.2.1- Formation des cellules géantes :



Les cellules dans le système vasculaire de la plante qui se gonflent à plusieurs fois leur taille initiale. Les cellules géantes ont un cytoplasme dense et de nombreux noyaux. Les noyaux se divisent de manière synchronisée. Les cellules géantes de ce genre sont produites par les nématodes à galls. Les nématode à kyste et les nématodes réniformes produisent des cellules géantes uni-nucléés.. (Fig., 26)



**Fig., 26 : sites nutritives de différents nématodes endoparasite sédentaires**



**Fig., 27a : Formation des cellules géantes**

#### 4.2.2- Formation du Syncytium:

Les parois cellulaires des cellules vasculaires de la plante se décomposent partiellement pour former ce qui est fonctionnellement une seule cellule énorme. Le cytoplasme d'un syncytiale est dense et polynucléé. Syncytiums sont produits par les nématodes à kystes, certains nématodes réniformes et de faux nématodes à galles (*Nacobbus*). (Fig., 27a ; 27b).

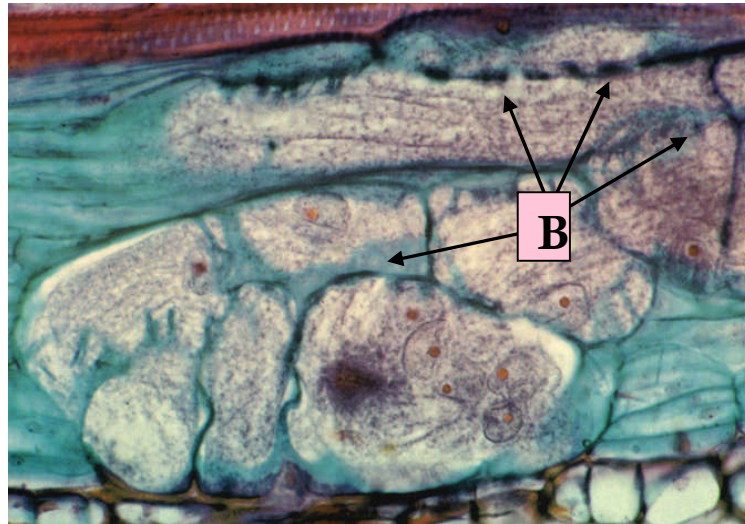


Fig., 27b : Formation du Syncytium

**4.2.3- Formation Cellules nourricières:** Un groupe de cellules dans le cortex de la plante qui ont un cytoplasme dense et pas vacuole. Ils n'augmentent en taille et ne fusionnent pas. Ce type de cellules nourricières est produit par le nématode des agrumes (*Tylenchulus semipenetrans*). (Fig., 28).

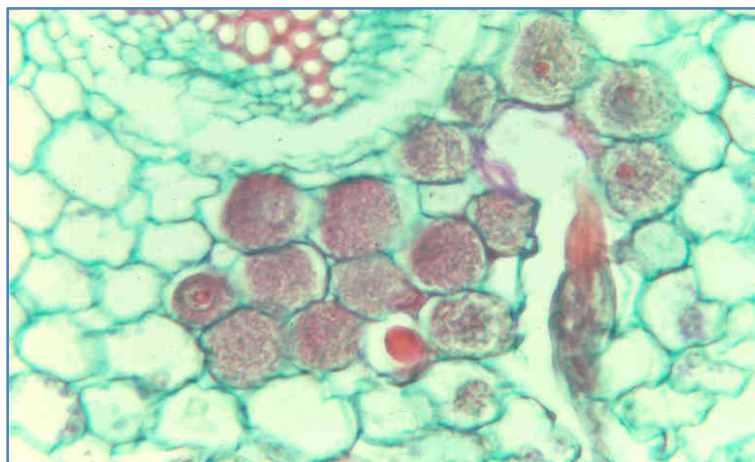


Fig., 28: Formation des cellules nourricières

### 4.3. Symptômes sur parties aériennes :

Il peut s'agir de symptômes secondaires provenant de l'altération du système racinaire devenu inapte à nourrir normalement la plante : Ces symptômes peuvent être cependant, assez caractéristiques tels que le rougissement hivernal des blés attaqués par *Heterodera avenae* : les plantes restent naines ensuite, tallant mal et donnant des épis courts et très maigres.

Le bord du limbe foliaire jaunit quand les racines d'*Anthurium andreanum* sont attaquées par *Paratylenchus ssp.*

Les plantes infestées par *Heterodera schachtii*, *Meloidogyne incognita*, flétrissent suite au blocage de l'absorption de l'eau due à cette infestation

Les nématodes des feuilles provoquent une nécrose du parenchyme foliaire qui se traduit souvent par un rougissement ou un brunissement qui s'étend à l'ensemble du limbe, entraînant la mort de la feuille (*Aphelenchoïdes* sur Chrysanthème ou Fougères).

Les nématodes des tiges suscitent des déformations de type assez constant malgré la diversité des plantes hôtes qu'il attaque : Ce sont des épaississements plus ou moins lenticulaires sur les tiges rigides (Luzerne, tabac, maïs..) ou une hypertrophie généralisée de la base de la plante.

Les nécroses s'ensuivent pouvant provoquer une verse. On constata aussi un raccourcissement des entrenœuds (Légumineuses) parfois les feuilles se tordent et se développent de façon dissymétrique (Liliacées). Les attaques sur plantules passent inaperçues, elles sont souvent tuées dès la levée.

Les bulbes attaqués, présentent des nécroses de certaines écailles qui se marquent souvent par des brunissements concentriques (maladies annulaires).

Certaines espèces suscitent la formation des galles. Ces dernières peuvent être des galles florales comme celles provoquées par *Anguina tritici*.

---

## **CHAP.II. DIAGNOSTIC DES PROBLEMES NEMATOLOGIQUES**

---

- 1. les échantillonnages de sols et de végétaux destinés aux analyses nématologiques**
  - 2. Les Meloidogyne, nématodes des cultures maraîchères**
  - 3. Les nématodes des céréales**
  - 4. Les nématodes des légumineuses**
  - 5. Les nématodes de la pomme de terre .**
-

## **1- les échantillonnages de sols et de végétaux destinés aux analyses nématologiques**

### **1.1-Introduction :**

On ne peut souhaiter discerner et résoudre un problème nématologique en se rendant uniquement sur le terrain. Les symptômes (voir chapitre I), lorsqu'ils se présentent au champ, ne garantissent pas que l'on soit en présence d'une attaque de nématodes. En effet, l'absence de symptômes spécifiques (à l'exception de Meloidogyne) et la taille microscopique des nématodes, rendent nécessaires le prélèvement d'échantillons (**sol + végétale parasité** : semences, tubercules, bulbes, plantes entières, racines...) sur le terrain et leur analyse ultérieure au laboratoire (Analyse nématologique).

Cette dernière est importante, car elle permet l'estimation quantitative des populations de nématodes présents dans le sol, ainsi que leur identification. Il importe aussi de vérifier la relation serrée entre le nématode en cause et la plante sur laquelle il a été trouvé, d'où la nécessité des élevages. Il faut par ailleurs déterminer l'effet pathogène du nématode vis à vis de la plante qu'il parasite : c'est le rôle des études de pathogénie. Ces analyses sont réalisées par les laboratoires spécialisés (Université, INPV). En règle générale, l'inspecteur phytosanitaire de wilaya ou les techniciens des stations régionales de Protection des végétaux organisent le prélèvement des échantillons et les font parvenir aux laboratoires spécialisés pour analyse.

#### **1.1.2- Le prélèvement des échantillons.**

Un échantillon est constitué par un volume ou une quantité de terre, de l'ordre de 1 litre (ou 1.5kg) prélevée à proximité d'une plante et du matériel végétal (plante entière, partie souterraine, ... enlevé sur la même plante). Cet échantillon, dès son prélèvement est recueilli dans un sac en matière plastique, puis fermé hermétiquement par un bracelet en caoutchouc de façon à éviter le dessèchement. Lorsque la partie végétale de l'échantillon est constituée uniquement par des racines, elle peut être placée dans le même sac que la terre le tri sera faite au moment de l'analyse. Par contre des fragments de tige, des feuilles, des graines doivent être recueillis dans un, sac à part.

Annoter soigneusement et individuellement les sacs (type sac congélation fermé hermétiquement : Chaque échantillon reçoit un numéro matérialisé par un fiche ticket où sont consignées toutes les indications utiles concernant le prélèvement : lieu, date, plante, état de la culture, nature du sol, humidité, etc. .... Les échantillons doivent être conservé au frais (à

4°C) et envoyer le plus vite possible (dans les 24h suivant le prélèvement). Suivant la finalité, on peut considérer qu'il existe trois sortes d'échantillons :

➤ **Echantillons d'enquête faunistique (Nématofaune)** : on cherche dans ce cas, dans une région limitée, à déterminer quels sont les nématodes associés à une culture donnée (par exemple culture maraichère, liliacée, légumineuses, vigne, arboriculture, etc...). On ne prête alors que peu d'attention à la symptomatologie. L'essentiel est de prélever un nombre important d'échantillons répartis sur toute la surface prospectée. On se ménage ainsi la possibilité de dresser une carte de la répartition des nématodes phytoparasites associés à la culture considérée. Pour les grandes superficies, la bonne pratique consiste à suivre une route avec un véhicule et à s'arrêter tous les 3, 5 ou 10 kms pour réaliser un prélèvement.

➤ **Echantillons d'enquête phytopathologique** : à l'origine, l'attention de l'enquêteur est attirée par des zones de mauvaise végétation (taches) dans un champ qui devrait en principe constituer un substrat uniforme. L'existence de ces taches de végétation implique un processus pathologique dont l'agent causal doit être recherché par des analyses. Dans ce cas le prélèvement des échantillons s'accomplit à l'extérieur des taches, à la limite des taches et à l'intérieur des tâches. Après analyse, une éventuelle corrélation entre la présence des symptômes de déficience et la présence de nématodes phytoparasites en plus ou moins grand nombre peut suggérer l'implication ou l'exclusion des nématodes du processus pathologique observé. Contrairement au cas précédent, l'ensemble des échantillons sera peut-être collecté sur une surface réduite.

➤ **Echantillons de contrôle** : on peut être amené, soit dans un but pratique soit dans un but expérimental à injecter des substances chimiques à effet nématicides dans le sol. Il est alors nécessaire de contrôler l'efficacité de ces produits en comparant les nombres de nématodes contenus dans des échantillons provenant de zones non traitées et des échantillons provenant des zones traitées.

Il convient enfin de choisir au mieux l'époque du prélèvement. En particulier, il faut éviter en général de prélever sur la terre nue, ne portant pas de culture, au cours de l'inter-campagne. En effet dans ce cas certains nématodes migrent en profondeur et peuvent même se réfugier sur des racines de plantes pérennes (arbres) qui se développent dans le sous-sol.

Dans d'autres cas, l'inter-campagne peut être caractérisée par un dessèchement accentué du sol auquel certains nématodes rétorquent un état de quiescence, l'**anhydrobiose**

qui complique l'analyse des échantillons. Pour ces raisons, il est préférable de prélever au cours de la saison des cultures et de préférence à un stade avancé du cycle, de façon à recueillir un maximum d'animaux. En effet le temps de génération des nématodes phytoparasites étant de l'ordre d'un mois et le cycle d'une culture étant de l'ordre de 3 à 4 mois, la population sera maximal vers 2 ou 3 mois.

### **Protocole de prélèvement des échantillons**

#### **Prélèvement de sol :**

- 15 à 30 échantillons (15-20 pour détection / 20-30 pour diagnostic)
- à 0-30 cm de profondeur
- au hasard, en zig-zag sur l'ensemble de la parcelle si aucune zone de dépérissement n'est observée ou en périphérie de la zone avec symptômes
- mélanger les échantillons entre eux et prélever 500 g de ce mélange = échantillon à envoyer

#### **Prélèvement de végétaux :**

- une vingtaine de plantes constitue l'échantillon à envoyer
- retirer délicatement la plante entière en conservant le sol adhérent aux racines

## **2. LES MELOIDOGYNE, NEMATODES DES CULTURES MARAICHERES**

Le genre *Meloidogyne* (*Nematoda- Meloidogyne*) est le plus connu des nématodes depuis très longtemps aussi bien par les spécialistes de la défense des cultures que par les agricultures à cause des galles qui se forment au niveau des racines dites noueuses. Signalé pour la première fois en Algérie par Delassus en 1928. Puis dans les région de chlef, Ain Defla, blida , Alger, l'Est algérien par les travaux de Mokabli depuis 1990. Dans l'ouest Algérien, Mascara, Adrar (Righi, 1991; 1994; 1995; 1996; 1997).

Ce sont des nématodes endoparasites sédentaires obligatoires : ils effectuent tout leur cycle dans la racine, le seul stade libre dans le sol étant le juvénile de second stade (J2) : stade infestant. Ils induisent des transformations racinaires importantes conduisant à la formation de galles typiques de l'infection au niveau des tissus conducteurs de la plante qui peut dépérir et mourir, d'où des pertes de rendement et de qualité. Une de leurs caractéristiques est d'être **polyphage** avec plus de 5500 espèces de plantes hôtes (Blok et al., 2008) appartenant à différentes familles botaniques. Ils font partie des bioagresseurs les plus dévastateurs en cultures légumières, allant jusqu'à la perte totale de la récolte (Jones et al., 2013).



## 2.1- Position systématique

La fixation de la taxonomie et la systématique des *Meloidogyne* n'était faite qu'après tant de travaux et de recherches effectués sur ce sujet, jusqu'à 1949 où Chitwood a pu séparer le genre *Meloidogyne* déjà décrit par Goeldi du genre *Heterodera* (Galet, 1982).

Classe: *Secernentea*  
 S/classe: *Diplogasteria*  
 Ordre : *Tylenchida*  
 S/ordre : *Tylenchina* (Chitwood, 1950)  
 Sup.Famille : *Tylenchoidea*  
 Famille : *Heteroderidae*  
 S/Famille : *Meloidogyninae*  
 Genre : *Meloidogyne* (Goeldi, 1892).

## 2.3- Caractéristiques générales

Tableau 1 : caractéristiques générales des *Meloidogyne spp.*

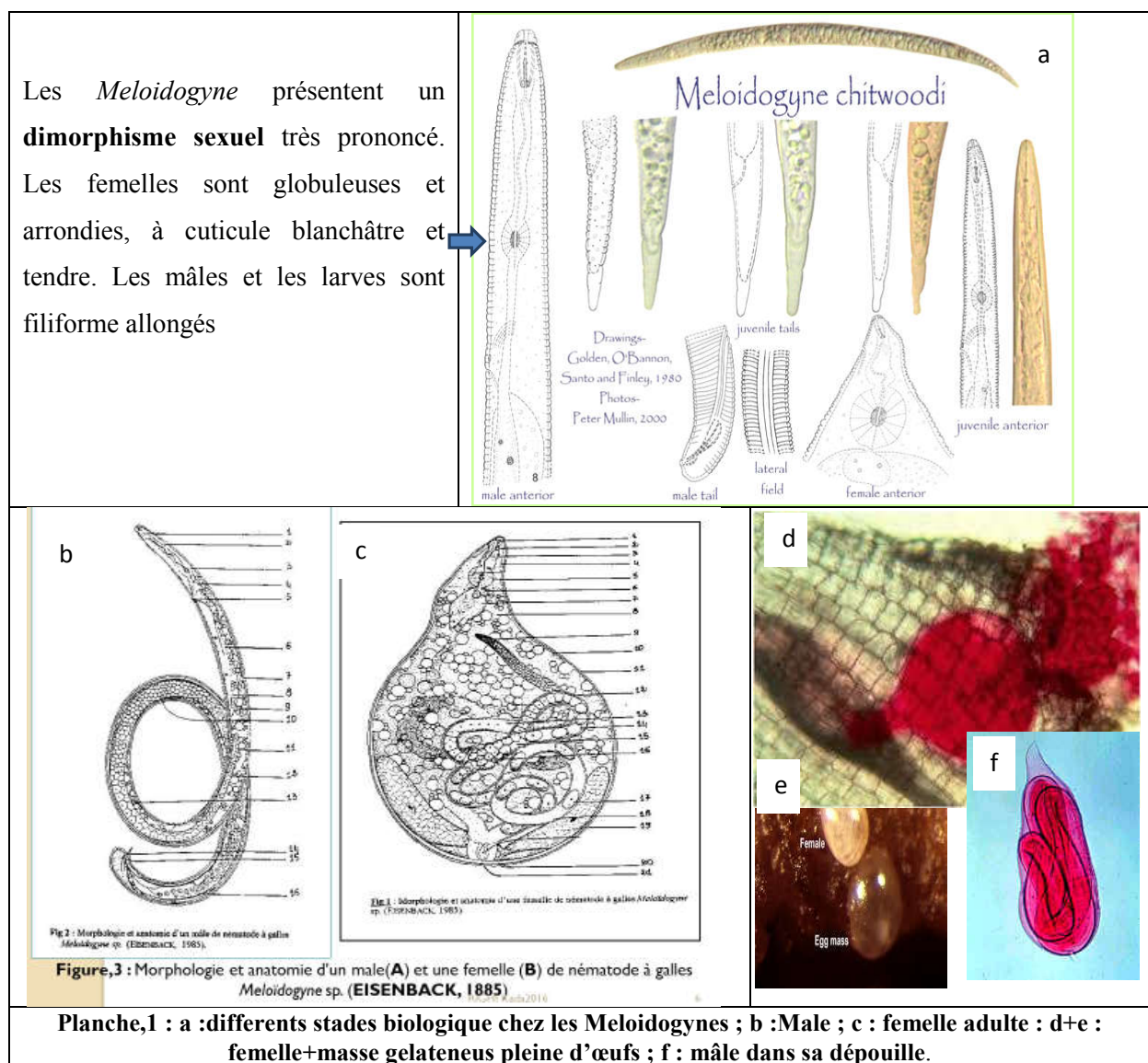
Nom	<i>Meloidogyne spp.</i> ; Nématodes à galles ; (anciennement anguillules)
Description	Ver microscopique du sol mesurant 0,3 mm de long (juvénile de 2e stade libre dans le sol) à 0,7 mm (femelle obèse en forme de poire=piriforme dans la racine) Stylet buccal perforateur ( <b>planche,1</b> )
Mode de reproduction	Sexuée (Amphimixie) ou asexuée (parthénogenèse)
Cycle biologique	3 semaines à 3 mois (suivant la température) : selon la température et les espèces de <i>Meloidogyne</i> (environ 19 jours à 36 °C, 41 jours à 22 °C, jusqu'à 90 jours à 15 °C). Endoparasite obligatoire : Œufs/4stade juvéniles/adultes : 4 mues successives – évolution '1ere mue à l'intérieure de l'œuf)( <b>Fig,1</b> )
Multiplication	Femelle pond 300 à 1 000 œufs/cycle Plusieurs générations possibles/an = 300 à 200 000 œufs/an
Mode de conservation	Conservation Sous forme d'œufs dans le sol, entre 5 et 30 cm de profondeur
Survie	Juveniles au moins jusqu'à 15 j. suivant les conditions de milieu (pH, température, humidité sol, présence ou non de plantes...) Œufs > 1 an, sous certaines conditions
Dispersion	Par l'homme (plantes infestées, outils, machines) et par l'eau au stade J2
Dégâts	Galles sur racines (indice de galles de 0 à 10). Flétrissement, dépérissement, voire mort des plants ( <b>plache,2</b> )
Principaux hôtes	Légumes : asperge, aubergine, betterave potagère, carotte, céleris, chicorées, concombre, melon, potiron, courgette, épinard, haricots, laitue, oignon, poivron, tomate, pomme de terre, poireau... ; colza ; céréales ; arbres fruitiers ; cultures florales ; mais aussi adventices dont rumex, amarante, morelle...



## 2.4- Cycle biologique :

Le cycle de vie se déroule en deux phases (Fig., 29) : une phase exophyte\* dans le sol, de la ponte à la pénétration des J2 dans la racine, et une phase endophyte\* d'élaboration du site nourricier (Syncytium)) au niveau du cylindre central de la racine permettant l'établissement, le développement et la reproduction du nématode. Dans l'œuf, le juvénile de stade J1 effectue sa première mue et éclôt au stade J2.

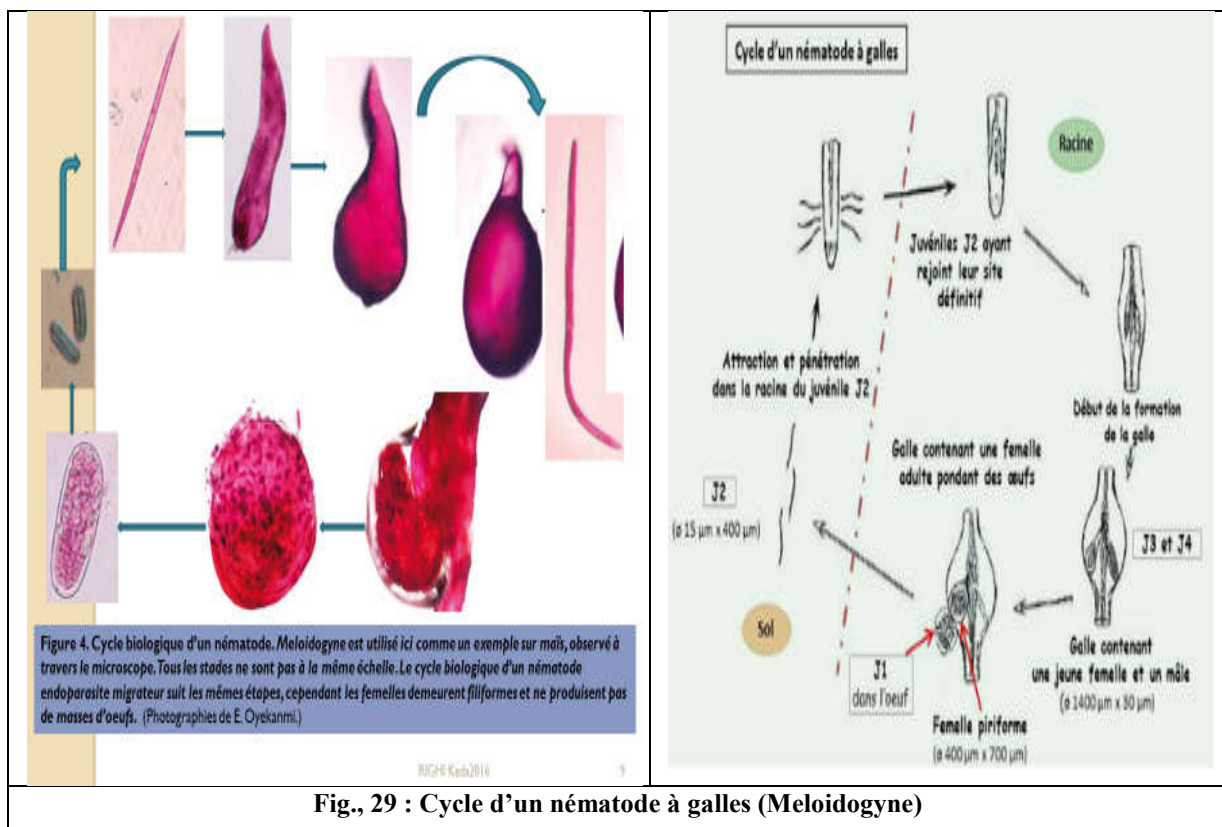
De forme allongée et filiforme (Planche, 1), le juvénile J2 possède une cuticule fine mais résistante qui le recouvre, le protège et lui permet de se mouvoir plus facilement en présence d'un film d'eau.



C'est la seule forme libre qui se dissémine dans le sol. Il pénètre préférentiellement dans la racine au niveau de la zone d'élongation apicale à l'aide de son stylet buccal perforateur et migre entre les cellules en direction de l'apex racinaire, puis entre dans le cylindre central de la racine (McClure & Robertson, 1973 ; Wyss et al., 1992). Il arrive que le juvénile J2 quitte la racine s'il ne s'agit pas d'un hôte convenable (Reversat, 1986).

Une fois le cylindre central atteint, la larve (J2) induit grâce à ses sécrétions salivaires, la formation d'un site nourricier permanent constitué de cinq à sept cellules hypertrophiées, multi-nucléées et métaboliquement hyperactives.

Ces « cellules géantes = Syncytiales » fournissent les nutriments indispensables au nématode pour achever son cycle de développement sans qu'il n'ait plus à se déplacer (Wyss et al., 1992). L'augmentation de volume des cellules jouxtant les cellules géantes conduit à la formation d'une galle typique de l'infection par *Meloidogyne*.



La quatrième mue a lieu vers le 16e jour, à l'issue de laquelle la différenciation sexuelle se réalise. Il devient une femelle « obèse », petite poire blanchâtre ou un mâle filiforme (Eisenback, 1985).

Lorsque l'état physiologique de la plante hôte est médiocre, cela entraîne une carence nutritionnelle et la fréquence des mâles augmente (Triantaphyllou, 1985), entraînant une diminution de la population infestante à la génération suivante (Davide & Triantaphyllou, 1967). Contrairement aux femelles, les mâles ne se nourrissent pas, quittent les tissus de l'hôte, et ne vivent que quelques semaines (Taylor & Sasser, 1978).

Les femelles sédentaires continuent à s'alimenter à partir des cellules géantes durant plusieurs semaines et pondent à l'extérieur de la racine de 300 à 1 000 œufs protégés dans une gangue mucilagineuse. Les femelles peuvent produire des œufs pendant deux à trois mois et vivre encore quelque temps après la production d'œufs. Puis elles meurent et les cellules géantes dégènèrent.

Sous conditions favorables d'humidité et de températures, la plupart des œufs éclosent immédiatement et évoluent en larves. Lorsque les conditions sont peu favorables, ils peuvent passer sous une forme de résistance et survivre jusqu'à cinq ans dans le sol.

Le cycle dure ainsi de 3 semaines à 3 mois selon la température et les espèces de *Meloidogyne* (environ 19 jours à 36 °C, 41 jours à 22 °C, jusqu'à 90 jours à 15 °C). Plusieurs cycles peuvent se succéder en une année, jusqu'à huit générations par an sur tomate (Sikora et al., 2005), mais généralement trois à quatre par an pour *M. incognita* ou *M. arenaria* sous abris plastiques. L'infestation peut alors atteindre 100 000 à 200 000 juvéniles J2 par kg de sol (De Guiran, 1983).

## **2.5- Dégâts et Symptômes dues aux nématodes à galles**

Les dégâts de *Meloidogyne* sont d'autant plus importants que le potentiel infectieux est plus élevé au moment de l'implantation de la culture. On observe d'abord un ralentissement de la croissance des plantes puis un flétrissement, et des galles sur racines ou tubercules, ainsi que la déformation des légumes racines (**Planche, 2**).

En cas de forte infestation, les galles peuvent envahir tout le système racinaire, perturbant l'absorption hydrique et minérale de la plante, tandis que le chevelu disparaît. On assiste alors à une forte diminution des parties aériennes, visible souvent par foyers de flétrissement foliaire (taches plus claires dans un champ), et la récolte peut parfois être réduite à néant. Les dégâts sont néanmoins difficilement chiffrables en raison des nombreuses interactions liant les nématodes à galles à d'autres pathogènes fongiques ou bactériens

(*Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Pythium*, *Fusarium*, *Pseudomonas*, *Agrobacterium*, etc.) favorisés par les lésions induites par l'entrée des nématodes.



Planche, 2 : Symptômes et dégâts dues aux *Meloidogyne*

Les galls varient considérablement selon l'espèce de *Meloidogyne*, la culture et le cultivar, et parfois sont observables sur racines et sur tubercules (planches, 2). Les apparences les plus typiques comprennent :

- Petits épaississements bien individualisés en tête d'épingle
- Épaississements massifs de tissus végétaux déformés et coalescents
- Renflement des extrémités racinaires
- Renflements irréguliers tout au long de la racine
- Extrémités racinaires recourbées en forme d'hameçon
- Pas de forme visible d'épaississements racinaires autour du site où le nématode est fixé.

**Tableau, 1: Espèces communes dans la région méditerranéenne et leur spectre d'hôtes**

Espèce	Hôtes très favorables
<i>Meloidogyne arenaria*</i>	Solanacées (tomate, aubergine, pomme de terre),
<i>Meloidogyne incognita*</i>	Cucurbitacées (melon, concombre), Légumineuses (haricots), carotte, céleris, scorsonère, laitue, endive, artichaut, blette...
<i>Meloidogyne javanica*</i>	Solanacées (tomate, aubergine, pomme de terre), Cucurbitacées (melon, concombre), canne à sucre...
<i>Meloidogyne hapla*</i>	Pomme de terre, betteraves, carotte, céleris, rosiers, arbres fruitiers, laitues, fraisier
<i>Meloidogyne minor</i>	Pomme de terre, tomate, carotte, phaécélie, luzerne, laitue
<i>Meloidogyne naasi</i>	Graminées (céréales, ray-grass)
<i>Meloidogyne graminicola</i>	Graminées (riz), cultures légumières
<i>Meloidogyne hispanica</i>	Solanacées (tomate, aubergine, poivron, pomme de terre), Cucurbitacées (melon, concombre), Légumineuses (haricots), Brassicacées (chou-fleur, chou pommés...) carotte, céleris, laitue...
<i>Meloidogyne artiellia</i>	Avoine et grandes cultures (colza et autres brassicacées...)
<i>Meloidogyne chitwoodi</i>	Pomme de terre, betterave, tomate, carotte, astéracées (laitues et scorsonère)

## 2.6- Maintien et déplacements des *Meloidogyne* dans les sols

La majorité des J2 est concentrée dans les 5-30 cm du sol (Rhizosphère) et décroît avec la densité racinaire et la profondeur jusqu'à une distance d'un mètre environ (De Guiran, 1983 ; Yeates, 1987), en fonction de la texture du sol, sa température, sa capacité de rétention d'eau et son aération (Sikora et al., 2005).

La pénétration des J2 dans les racines est optimale lorsque la taille des particules du sol avoisine les 115 µm ce qui correspond à des sables fins (Reversat, 1986). Les J2 sont alors capables de bouger horizontalement et surtout verticalement (75 cm en neuf jours selon Prot, 1977).

La migration décroît lorsque la teneur en argile dans le sol augmente, elle n'est plus possible lorsque le sol contient 30 % d'argile (Prot & Van Gundy, 1981).

Les dégâts sur culture sont donc plus importants en sol sableux qu'argileux. Ils sont également plus faibles dans les sols riches en matières organiques, ce qui serait dû à l'action d'antagonistes (De Guiran, 1993 ; Widmer & Abawi, 2000,) et/ou à la libération d'acides organiques à effet nématocide pour les nématodes (Sayre et al., 1964, 1965 ; Righi et al, 2016).



Les températures du sol inférieure à 12 °C et au-dessus de 22 °C, ralentissent le mouvement des juvéniles (Vrain et al., 1978).

Les J2 préfèrent des pH compris entre 4 et 6 (Davide, 1980), néanmoins ils restent actifs dans toute la gamme de pH et peuvent se maintenir jusqu'à pH 8.

L'humidité du sol a également un impact important sur les nématodes. En conditions sèches, les œufs sont soumis à un stress osmotique et cessent d'éclore, mais le développement à l'intérieur de l'œuf continue. L'éclosion n'a lieu que lorsque J1 atteint 70 % d'hydratation, mais peut être inhibée par manque d'oxygène dans les sols trop humides.

Les populations de nématodes peuvent se maintenir en infectant les adventices hôtes associées aux cultures (amarante, morelle, chénopode...). Dans le cas des jachères noires (parcelle vierge de toute culture pendant au moins un an et maintenue exempte d'adventices ou de repousses des précédents culturaux.) bien entretenues, les populations de *Meloidogyne* meurent entre 12 et 24 mois, cette durée étant fortement dépendante de l'espèce considérée (*M. fallax* une capacité de survie supérieure à *M. chitwoodii*) et des conditions de milieu (absence d'adventice, température, humidité...).

Malgré des conditions du milieu défavorable, les nématodes sont capables de s'adapter et de survivre via des états de quiescence et de résistance. Ces adaptations sont possibles à différents stades de développement. La substance gélatineuse qui enrobe les œufs, joue un rôle important dans la résistance des œufs à la déshydratation en ralentissant la perte d'eau (Wallace, 1968 ; Mahmud, 2014). (Forme de conservation chez les *Meloidogyne*).

Le ralentissement du développement embryonnaire (« tardicultus state » ; Evans & Perry, (2009) peut être spontané ou induit, et peut être levé après un certain temps et/ou par un stimulus autre qu'un retour à des conditions favorables (De Guiran, 1979). La diapause est levée lorsque les conditions du milieu redeviennent favorables et les nématodes retrouvent une activité normale (McSorley, 2003). Ces phénomènes ont lieu principalement pendant le stade œuf ou pendant le stade juvénile à l'intérieur de l'œuf. Cette réduction d'activité et d'émergence des larves augmente leurs chances de survie (Sikora et al., 2005).

Sur la centaine espèces de *Meloidogyne* identifiées dans le monde, plusieurs espèces sont signalées en Algérie (Righi, 1998) dont quatre sont les plus préjudiciables aux cultures maraichères : *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. hapla*, *M. javanica*. Cette dernière a été

enregistrée dans différentes régions de l'Algérie (Mascara, Oran, Sidi-Bel-Abbès, Mostaganem, Adrar, ... (Righi, 2002).

Dans un sol contenant différentes espèces de nématodes, dont certaines sont bénéfiques et d'autres problématiques pour les cultures légumières, il est très important de bien connaître les espèces et les effectifs présents dans le sol afin d'élaborer des stratégies de protection adéquates et efficaces.

La réalisation d'un diagnostic des espèces Meloidogyne par un laboratoire spécialisé est donc primordiale (voir fiche technique 1 « Diagnostic racinaire et analyse de sol »).

Ce diagnostic est absolument recommandé, pour déterminer le choix d'une technique de protection. Par exemple, l'achat de plants de tomates résistants à *M. incognita* et *M. arenaria* grâce au gène Mi peut s'avérer inefficace si la parcelle est infestée de *M. hapla* : il n'y aura ni diminution de population, ni diminution des dégâts car *M. hapla* n'est pas contrôlé par le gène Mi

## 2.7- Diagnostique :

L'estimation du niveau d'infestation nécessite l'observation des racines, bien qu'il soit difficilement quantifiable dans le cas d'une faible population de nématodes (voir fiche technique 1 « **Diagnostic racinaire et analyse de sol** »).

En plus, le **seuil de nuisibilité** est propre à chaque culture et variable selon les températures, la région, l'année, les conditions de cultures, l'espèce de Meloidogyne et même la présence ou non d'autres parasites (Barker & Koenning, 1998). Ce seuil fixe une limite en dessous de laquelle le rendement n'est pas impacté, malgré la présence de légers dégâts foliaires et/ou racinaires.

Le **seuil de tolérance** d'une plante aux nématodes à galles est extrêmement variable selon la plante donnée : pour un même taux de nématodes dans le sol, chaque culture réagit différemment et tolère plus ou moins bien les attaques (peu ou pas de perte de rendement jusqu'à un certain niveau d'infestation) tout en multipliant le parasite. Les cultures légumières se montrent particulièrement sensibles aux attaques de Meloidogyne, les pertes de rendements pouvant être 10 à 100 % selon les cultures (Bertrand, 2001; Wesemael et al., 2011).

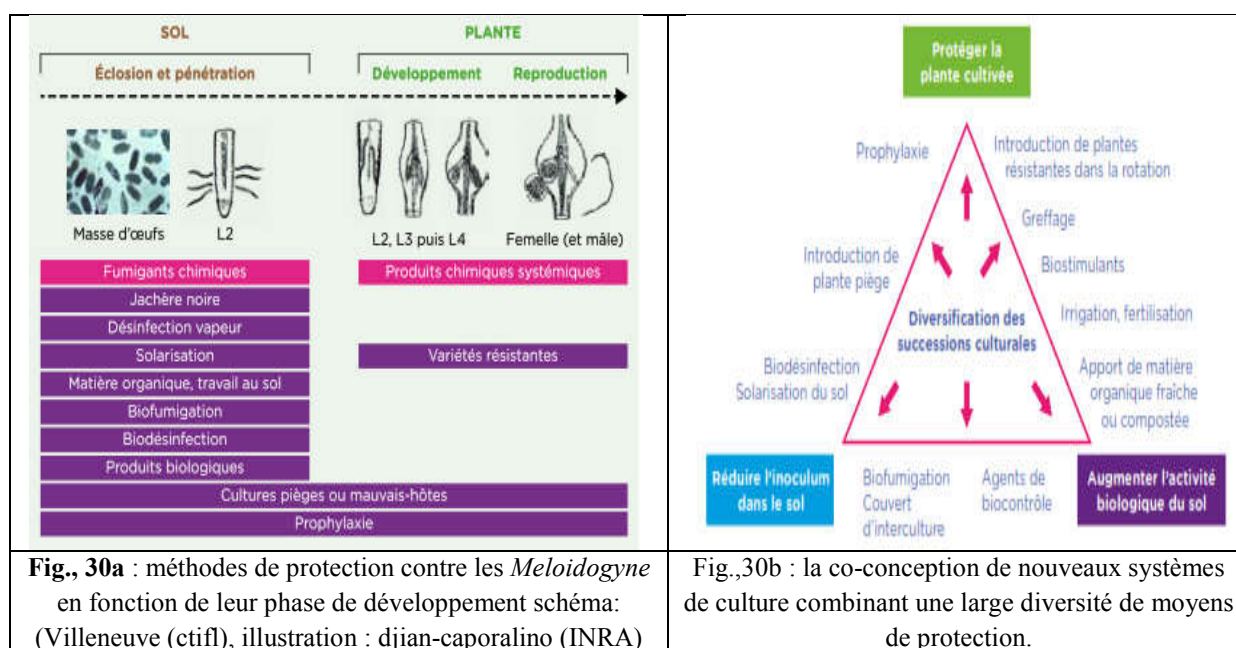
Les exploitations légumières du pourtour méditerranéen (Espagne, France, Italie, Grèce, Moyen-Orient, Afrique du Nord...) sont de plus en plus impactées du fait du retrait

quasi-général du marché des nématicides chimiques (Plan Ecophyto 2018, publié en 2009, et Loi « Grenelle 2 » du 12/07/2010), des températures élevées, et de la spécialisation des systèmes légumiers qui ont contribué à augmenter les problèmes de parasites telluriques.

Les systèmes avec des rotations limitées à quelques espèces ou familles sont beaucoup sensibles aux nématodes. Les dégâts sont principalement dus à une remontée des populations suite à l'arrêt ou l'absence de la désinfection des sols, et au manque de diversification des espèces cultivées. C'est ainsi que la monoculture d'une espèce végétale déséquilibre l'activité biologique du sol et favorise la multiplication des *Meloidogyne* (De Guiran, 1998). Dans la mesure du possible, il est intéressant de connaître l'historique parcellaire avant l'implantation de nouvelles cultures.

## 2.8- Gestion des populations des *Meloidogyne*

Compte tenu de leurs caractères telluriques et endophytes et, de leur résistance aux contraintes abiotiques\*, l'éradication totale des nématodes à galles d'un sol contaminé est impossible. Une fois que le sol est contaminé, il est donc important de maintenir de façon durable une gestion sur les nématodes pour limiter leur développement, grâce aux différentes techniques de protection. Jusqu'à ces dernières années, la méthode de protection la plus utilisée empruntait la voie chimique.





Mais les conséquences de cette dernière sur l'environnement et la humaine, des stratégies de protection intégrée sont préconisées combinant prophylaxie, protection physique, biologique, variétale, culturale, et chimique en dernier recours. Aucune n'est suffisamment efficace à elle seule et leur association tout au long de l'itinéraire technique permet d'accroître leur efficacité globale et de toucher différentes phases du cycle biologique. (Fig., 3a et b) (Voir chapitre lutte)

### 3. LES NEMATODES DES CEREALES

Les nématodes phytoparasites des céréales sont nombreux mais les nématodes à kystes des céréales (NKC) *Heterodera* spp. constituent l'un des plus importants groupes de nématodes dans le monde (Rivoal et Cook, 1993). Le genre ***Heterodera*** comprend plus de 80 espèces (Subbotin et al., 2010), qui se répartissent en cinq principaux groupes et qui se différencient par de nombreux critères à savoir la taille des kystes, la forme des fenestrats du cône vulvaire, la longueur de la fente vulvaire, la présence ou l'absence des bullae et du sous pont (Mulvey, 1972).

Plus de 12 espèces qui affectent les racines de céréales et des différentes Poaceae. Ces espèces de nématodes à kystes de céréales (CCN) sont désignées comme le groupe *H.avenae*. (Handoo, 2002). Ce sont *H.avenae*, *H.arenaria*, *H.aucklandica*, *H.bifenestra*, *H.filipjevi*, *H.hordecalis*, *H.iri*, *H.latipons*, *H.mani*, *H. spinicauda* et *H. turcomanica* ainsi que d'autres espèces non déterminées. (Sturhan & Wouts, 1995; Wouts & Sturhan, 1995; Robinson et al., 1996).

#### 3.1-Historique :

Il y a plus d'un siècle que l'existence d'un nématode à kyste nuisible aux céréales a été reconnue en Allemagne par **Kuhn** qui l'a alors considéré en 1874 comme nom différent de l'anguillule de la betterave, *Heterodera schachtii*. Toutefois, certains nématologistes Allemands ou Scandinaves avaient pensé, dès la fin du siècle dernier, qu'il s'agissait d'un nématode différent, il a longtemps porté le nom *Heterodera major* à cause de la longue caractéristique de sa larve. Elle a été décrite sous le nom *Heterodera avenae*, nom qui fut en fin adapté par Franklin, 1959. *Heterodera avenae* serait origine de l'Europe centrale et les premiers pays qui ont connu ce parasite sont : la Hollande(1891), le Danemark et la Suisse (1897) et l'Angleterre (1908).

En Algérie, il a été découvert par Scotto LaMassese en 1961, il a été mis en évidence par **Lamberti** (1975) sur culture d'orge à Birtouta et sur blé à Lamtar à Sidi Bellabbes après 34 échantillons analysés. En 1992, *Heterodera avenae* est signalé dans la région de Djendel. Ce parasite est signalé aussi dans différentes régions de la Mitidja (Oued Smar, Birtouta Boufarik) à Mascara et Tiaret, il a été mis en évidence par Righi et Kaci en 1996. Sa présence au niveau des régions sud ouest et nord ouest de l'Algérie a été enregistré par Righi et al., (2013 ; 2019).

### 3.2-Morphologie :

Le genre *Heterodera* est caractérisé par un dimorphisme sexuel : Le mâle est filiforme, long de 1 à 1,5 mm possédant une paire de spicules incurvés, d'une longueur de 25  $\mu$ , La femelle est renflée, citriforme, la tête et le cou sont bien délimités, les téguments des femelles durcissent après leur mort

### 3.3-Position systématique :

Embranchement : Nematelminthes

Classe : *Nematoda*

Sous classe : *Secernentea*

Ordre : *Tylenchida*

Sousordre : *Tylenchina*

Superfamilles : *Tylenchoidea*

Famille : *Heteroderidae*

Sous famille : *Heteroderinae* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941)

Genre : *Heterodera* (Schmidt, 1871)

Espèce : *Heterodera avenae*

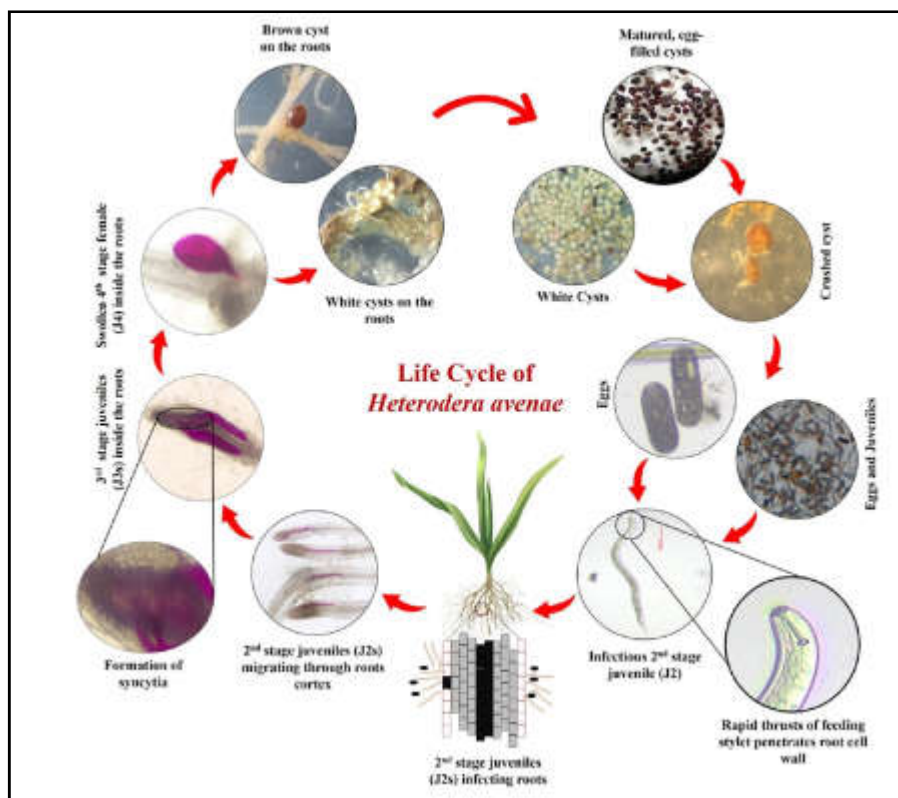
### 3.4- Description des stades de développement :

Les stades les plus décrits sont les larves du second stade et les kystes, car se sont les stades les plus apparents en systématique. **Les œufs** : Ils sont contenus dans des kystes, leur longueur est de 126  $\mu$  et leur largeur est de 56  $\mu$ . **Les larves du premier stade** : Elles sont contenues dans l'œuf, où elles sont pliées en quatre. **Les larves du deuxième stade L2** : Elles représentent le stade infestant car elles sont migratrices, elles sont filiformes avec une tête hémisphérique. **Les larves du troisième stade L3** : Elles sont gonflées et sédentaires, avec une queue courte à la partie postérieure et un stylet buccale à la partie antérieure. **Les larves du quatrième stade L4** : Elles ont les mêmes caractéristiques que les larves L3, avec un anus terminal. **Les adultes** : *Heterodera avenae*, a la particularité de présenter un dimorphisme sexuel. A l'état adulte les mâles sont filiformes et les femelles sont obèses, en forme de citron. **Le mâle** : Il est migrateur, la longueur moyenne de son corps est de 1,38 mm, le stylet buccal est bien développé chez le mâle, sa queue est légèrement enroulée et porte une partie de spicules arqués. **La femelle** : Elle est globuleuse, citriforme et sédentaire, présente à sa partie postérieure un cône vulvaire, son hypertrophie la fait saillir hors des tissus radiculaires. **Le**

**kyste** : C'est le corps de la femelle morte, il est bourré d'œufs, la plupart des kystes de *Heterodera avenae* contiennent entre 200 à 250 œufs, les plus grands peuvent contenir plus de 600 œufs, la taille du kyste est considérablement variée, sa longueur est de 618 à 823 μ et sa largeur varie de 441 à 555 μ

### 3.5- Cycle biologique d'*Heterodera avenae* :

Il compte 5 stades avec 4 mues larvaires. La première mue a lieu à l'intérieur de l'œuf, dont l'éclosion donne directement une L2 qui émerge du kyste par la fente vulvaire du février en avril dans l'hémisphère Nord, et de mai en juin dans l'hémisphère sud. Dans le sol la L2 entame d'abord une exploration générale pour chercher une racine de graminées, en se déplaçant par des mouvements péri-staltiques du corps, une fois la racine trouvée, la L2 entame encore une exploration locale, de la surface de l'hôte. Afin d'y trouver des sites d'attaques, grâce aux papilles sensorielles. Pour *H. avenae*, le site d'attaque est situé en arrière du point végétatif. (Fig., 31 )



Fig, 31: Cycle de vie du nématode à kystes des céréales (*Heterodera avenae*)

Après l'invasion les L2 atteignent les tissus matures de l'endoderme, où elles perdent leur mobilité et deviennent parallèles à l'axe moyen de l'endoderme avec juste, leur tête à l'intérieur du cylindre centrale, la majorité des L2 atteint leur troisième stade au bout de 9

jours et leur quatrième stade au bout de 18 jours après l'invasion. A ce stade, les individus sont globuleux que les tissus vasculaires éclatent.

La dernière mue est entamée 24 jours après l'invasion des larves mobiles et des femelles matures émergent leur partie postérieure de la racine et des œufs sont nettement visible à l'intérieur de leur corps, les kystes bruns finissent par se détacher de la racine et tombent dans le sol jusqu'à la culture suivante ou pour le plus longtemps encore : 5-10 ans. A l'intérieur des kystes néoformés, les larves se développent jusqu'au deuxième stade et quelques-unes de sorte que les kystes de *H. avenae* contiennent presque toujours des œufs et quelques larves. Le cycle est ainsi bouclé, la durée de cycle évolutif d'*H. avenae* est de trois à quatre mois. Cependant, cette durée dépend de plusieurs facteurs liés à l'hôte et l'environnement du parasite.

### 3.6- Les symptômes :

La céréale malade ne produisant, en cas d'attaque intense qu'un épis prématuré avec quelques graines. Dans les champs, ces symptômes sont visibles durant le tallage ; Deux symptômes nom spécifiques sont observés aux niveaux de la partie aérienne de la plante.

- Le rabougrissement : la céréale attaquée reste naine, suite à un ralentissement de croissance au niveau de la tige et les feuilles se décolorent et prennent une couleur rougeâtre
- Les racines parasitées sont déformées de façon caractéristique, elles sont beaucoup plus courtes que les racines saines. On observe un renflement d'où partent plusieurs radicelles latérales, le système racinaire prend un aspect anormalement rabougri et touffu. Un tel système racinaire est facilement arraché du sol avec une quantité énorme de terre qui lui adhère des kystes à la surface. Le seuil de nuisibilité pour les cultures est placé à **5 larves \ gr de sol**.

*H. avenae* sur le blé occasionne une diminution de la végétation à partir d'une infestation de **10 larves \ gr de sol**

### 1.2.7- Relation avec les autres agents pathogènes

*H. avenae* – *Pratylenchus* sp sur maïs et orge

*H. avenae* – *Meloidogyne naasi* sur blé et orge

*H. avenae* – *Ditylenchus dipsaci* sur avoine et maïs

*H. avenae* peut être rencontré en association avec d'autre nématode à kyste inféodé aux Céréales et aux graminées tel que *Heterodera naasi*.

Dans certain cas il y a synergie entre nématode et champignon le cas *H. avenae* ou *Pratylenchus minyus* et *Rhizoctonia solani* sur le blé.

L'existence d'une bactérie de type *Pasteuria nishizawae* comme étant un parasite obligatoire des femelles adultes de genre *Heterodera*, *Giobodera* met par conséquent le déclin de population des nématodes. L'acarien *Pergamasus crassipes* comme étant une espèce prédatrice qui peut s'alimenter des kystes d' *Heterodera*, le collembole *Onychiurus armatus* ainsi que plusieurs autres espèces s'alimentent à partir de kystes d' *Heterodera*.

### **3.8- Méthodes de lutte**

La lutte contre le principal nématode nuisible aux céréales : *Heterodera avenae*, ne se limite pas au respect des systèmes culturaux diminuant la fréquence en un même lieu des plantes multiplicatrices. En effet cette technique met en œuvre des rotations de très longue durée souvent incapable avec les contraintes économiques ; L'apport supplémentaire de fumure azoté qui permettait jusqu'à présent de masquer les hétérogénéités de végétation est également remis en cause pour les mêmes raisons.

#### **3.8.1-La lutte biologique :**

- **Les bactéries :**

Une espèce de bactéries *Pasteuria penetrans* est considérée comme parasite obligatoire des nématodes les plus dangereux. La bactérie pénètre à travers la cuticule et développe une structure filamenteuse dans la cavité corporelle du nématode où s'effectue la sporulation, bien que des populations entières de nématode puissent être réduites par cette bactérie.

- **Les champignons prédateurs des nématodes :**

Les champignons prédateurs sont fréquents dans les sols naturels en forets, dans les prairies, la disparition des organismes entraîne l'apparition des problèmes nématologiques. Les champignons sont les ennemis naturels des nématodes. Le champignon émet alors un hyphe spécialisé qui pénètre dans le nématode, s'y ramifie et s'en nourrit. L'introduction des pièges résulte d'une relation entre les bactéries et les champignons associés aux nématodes. Parmi les hyphomycetes on cite : *Arthrobotrys*, *Dactylaria* , *Dactylla* , *Trichothecium*, mais l'espèce la plus utilisée est : *Arthrobotrys irrugularis* .

Il faut répandre 140 g \ m<sup>2</sup>, de la préparation commerciale (Royal 350). Les caractéristiques du sol pH=6,4 ; matières organiques 0,8 %, faibles salinité, une autre espèce *Arthrobotrys robusta*, souche antipolis est utilisée contre les nématodes

Les champignons à spores collantes : les spores forment une masse collante à leur sortie de la phialide et adhèrent fortement au nématode

Les champignons ovocides qui ne parasitent pas les formes actives des nématodes, mais les œufs ; Deux espèces ont plus particulièrement retenu l'attention, *Verticillium* *Clamydosporium* serrait à l'origine de faible taux de contamination par *H. avenae*.

L'utilisation pratique se heurte à des difficultés techniques étant fait que pour *Verticillium*, en tous cas le champignon ne peut attaquer l'œuf qu'au cours de ses trois premiers jours d'existence, c'est très limitatifs bien que d'autres champignons parasitent les nématodes, en particulier des *Chytridiomycetes*, des *Oomycetes* et des *Zygomycetes* (*Nematophthora gynophilis*) ( Roger, 1990).

- **Utilisation de nématodes prédateurs dans la lutte contre d'autres nématodes :**

D'après (Doumandji, Mitiche, 1993), les nématodes prédateurs ont suscité un grand intérêt dans la lutte: Les *Dorylaimides*, se rencontrent souvent dans des kystes d'*Heterodera* se nourrissent certainement des œufs qu'ils contiennent.

- **Sources de résistances :**

Selon Canderon, (1994), les programmes de sélection de la céréale à paille résistante au développement d '*Heterodera avenae* ont surtout été entrepris en Europe du Nord. Ils ont débouché sur la commercialisation d'un Grant de variétés principalement d'orge et d'avoine ayant le label (résistance au nématode à kyste des céréales). Les lignés de blés australiens Loras et Ans 10894 sont les sources de résistance les plus utilisées. En ce qui concerne les blés tendres, ils sont efficaces a l'encontre des quatre pathotypes d'*Heterodera avenae* rencontrés en France.

#### 4- LES NEMATODES ASSOCIES AUX LEGUMINEUSES

L'action des nématodes phytophages provoque des dégâts sur les plantes qui réagissent en exhibant des symptômes de maladie ; il s'ensuit une baisse de productivité intolérable par l'homme, d'où la compétition qui s'est installée entre ce dernier et les agents altérogènes. Et depuis l'aube des temps, l'homme lutte contre tous les agents de maladies et les ravageurs des cultures en utilisant diverses méthodes (culturale, chimique, biologique, intégrée, etc.). Parmi celles-ci la plus ancienne, la moins coûteuse et la plus respectueuse de l'environnement est la lutte culturale.

De nombreux nématodes parasitent les Légumineuses et leurs dégâts dépendent de leur pathogénie propre, des conditions pédoclimatiques ainsi que l'espèce végétale considérée. Les plus nuisibles sont les endoparasites obligatoires induisant une réponse forte de l'hôte. Les principales caractéristiques des espèces phytophages sont la faculté de survie, la persistance aisée dans le sol ou les organes végétaux, le potentiel biotique élevé induisant un taux de multiplication important sur une seule culture. Les facteurs abiotiques essentiels, température et humidité, interviennent de manière prépondérante sur la manifestation des dégâts. En outre, il existe un rôle indirect des nématodes car dans le sol, ils agissent en synergie avec des bactéries, des champignons et des virus. Enfin, la transmission par la semence explique la distribution aisée de certaines espèces de nématode (*Ditylenchus dipsaci* sur *Vicia faba*) et leur large distribution géographique. Parmi les légumineuses cultivées les plus importantes la fève sur laquelle les nématodes provoquent des dégâts sévères dans plusieurs régions (Sikora and Greco, 1990; Caubel et al., 1997). Les espèces appartenant aux genres *Pratylenchus* et *Ditylenchus dipsaci* sont les bioagresseurs majeurs sur cette culture. En Algérie, les travaux de (Troccoli and Di Vito, 2002) ont révélé la présence de plusieurs espèces de nématodes phytophages : (*Pratylenchus penetrans*, *P neglectus*, *Zygotylenchus guevarai*, *D. dipsaci*). ***Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev (nématode des tiges et des bulbes)** semble le plus nuisible sur différentes légumineuses cultivées et sauvages.

##### 4.1- Classement taxonomique : Nematoda: Anguinidae

Le genre *Ditylenchus* fait partie de l'ordre des *Tylenchida*, famille des *Tylenchidae*. *D.dipsaci* en est l'espèce type.



## 4.2. Caractéristiques générales

Le nématode des tiges constitue l'un des principaux nématodes nuisibles aux cultures à travers le monde. Il possède un stylet fin, petit d'une longueur de 11 à 13  $\mu\text{m}$ , qui se termine par un renflement en bouton. Le cône du stylet représente environ la moitié de sa longueur. L'œsophage présente un bulbe postérieur très remarquable débouchant dans l'intestin et un bulbe médian musculaire de forme ovoïde possédant une valve. (Fig.,32a et 32b)

De point de vue morphologique, *D.dipsaci* possède une tête légèrement sclérosée, non striée, en continuité avec le reste du corps, la queue est conique et pointue. Ce nématode est aussi dépourvu d'une cuticule ornementée de quatre incisures de part et d'autre des deux champs latéraux.

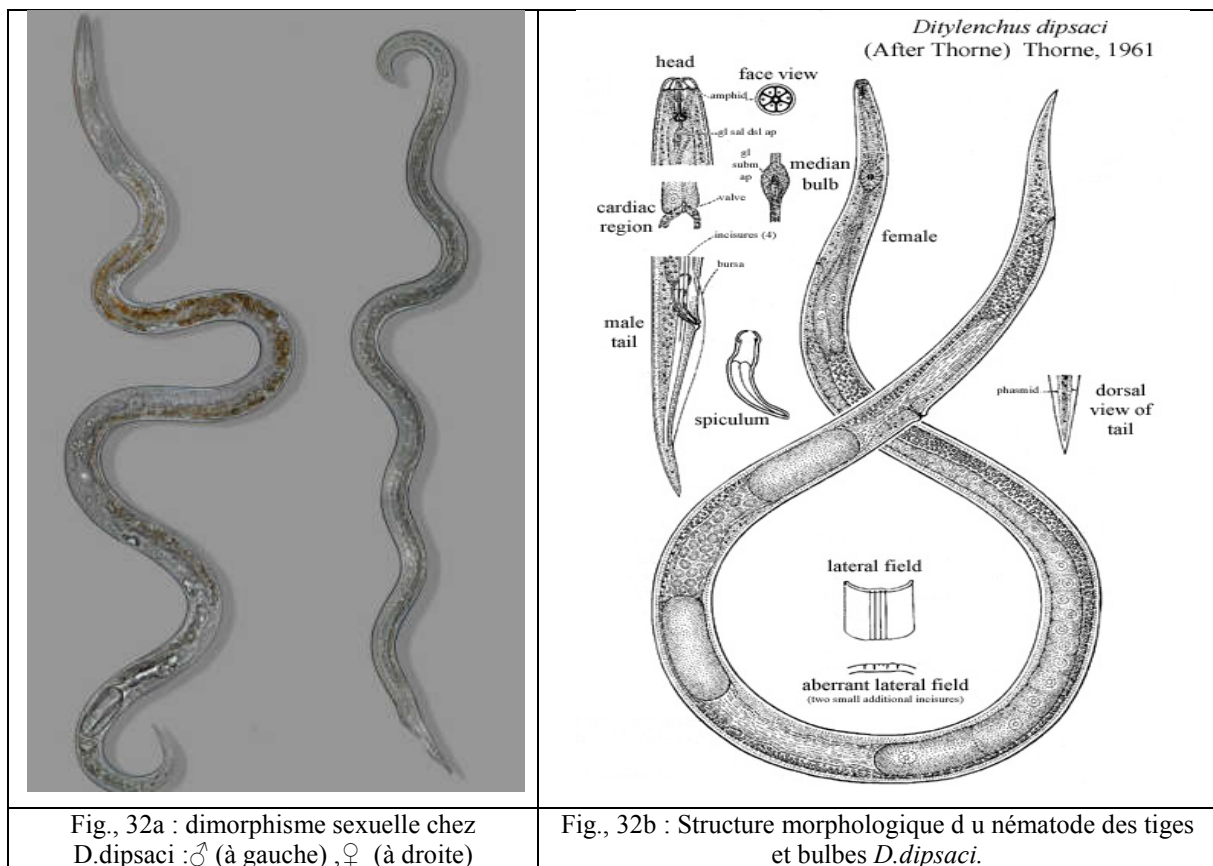


Fig., 32a : dimorphisme sexuelle chez *D.dipsaci* :  $\sigma$  (à gauche),  $\rho$  (à droite)

Fig., 32b : Structure morphologique du nématode des tiges et bulbes *D.dipsaci*.

## 4.3-Bioécologie


Contrairement à la plupart des espèces de nématodes nuisibles aux cultures, *Ditylenchus dipsaci* ne s'attaque pas aux racines des plantes hôtes. Comme son nom l'indique, c'est un spécialiste des tissus aériens et des bulbes. Le nématode des tiges *D.dipsaci* vit essentiellement comme endoparasite des tiges et des feuilles des monocotylédones et des

dicotylédones, la pénétration dans la plante s'effectue à travers les stomates. Profitant de l'humidité lors des pluies, les larves et les adultes migrent hors du sol et se déplacent à la surface des tiges et des feuilles dans la pellicule d'eau qui les recouvre.

Ils pénètrent à la base des tiges ou dans les écailles des bulbes, se multiplient dans les espaces intercellulaires des parenchymes et creusent des cavités en dissociant les cellules. Ces cavités se traduisent par des lésions brun rougeâtre qui peuvent être très étendues. Plusieurs générations se reproduisent dans les tissus de la plante et se chevauchent rapidement à raison de la capacité que possède le mâle de coupler avec plusieurs femelles.

#### 4.4- plantes-hôtes

*D. dipsaci* attaque au moins 450 différentes espèces végétales, y compris de nombreuses adventices. Mais cette espèce peut être divisée en fait en plus de dix "races" biologiques, parmi lesquelles certaines ont une gamme d'hôtes limitée. La race ou les races qui se développent sur seigle, avoine et oignon semblent être polyphages et peuvent également infester de nombreuses autres cultures, alors que les races qui se développent sur luzerne, *Trifolium pratense* et sur fraisier sont pratiquement spécifiques vis-à-vis de leurs hôtes et semblent avoir relativement peu de plantes-hôtes alternatives.

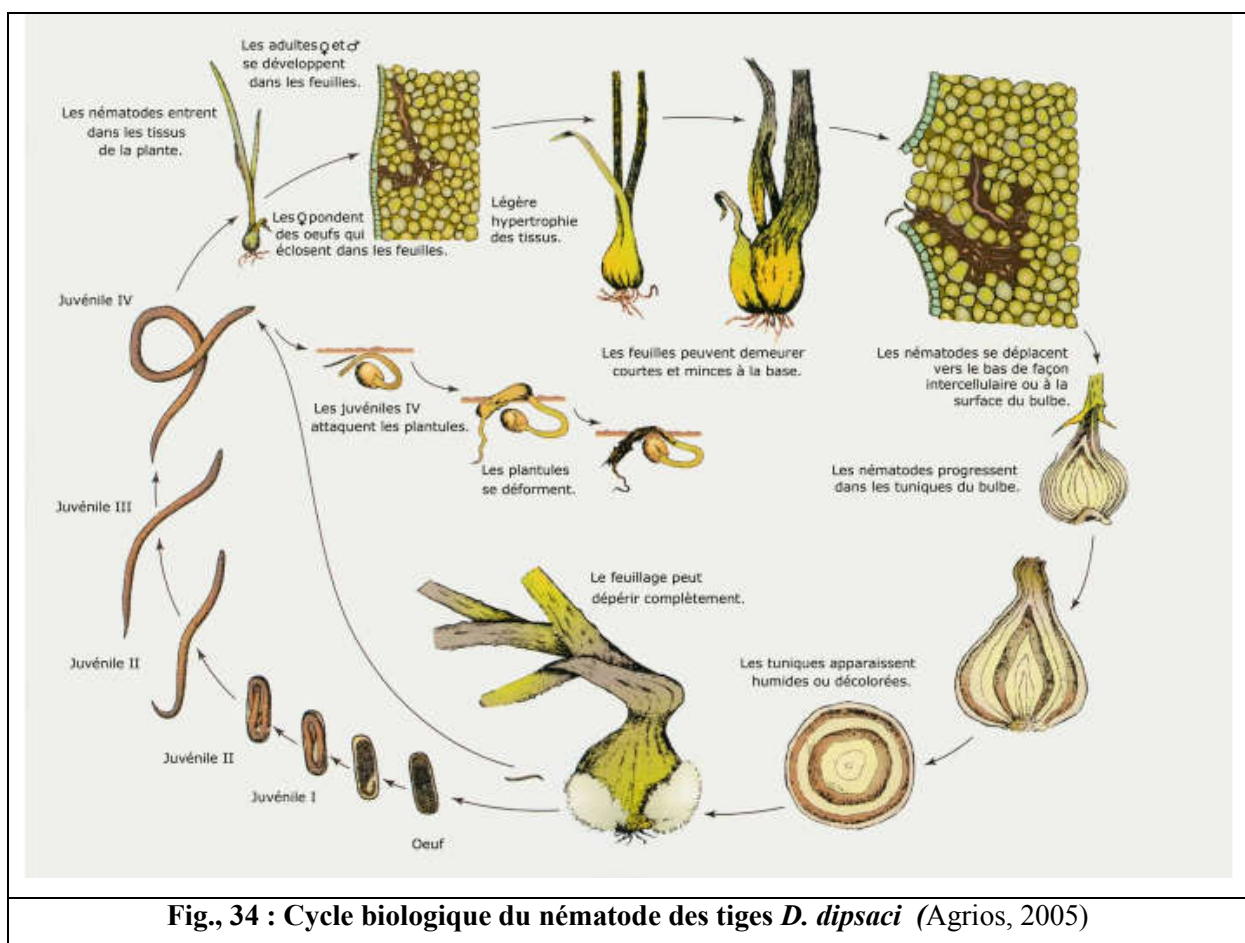
	<p>En fin de végétation, lorsque les conditions deviennent défavorables, on retrouve dans ces lésions desséchées une substance cotonneuse constituée de millions d'individus (Fig.33) les larves, principalement le quatrième stade, sont capables de survivre pendant plusieurs années dans les sols ou les tissus morts, dans un état semi-desséché appelé anhydrobiose. Cet état de dormance leur permet de résister aux multiples conditions adverses, aussi bien la sécheresse que les grands froids</p>
<p>Fig., 33 : amas de Larves (L4) de <i>D.dipsaci</i> (forme anhydrobiose)</p>	

La race tulipe infeste également les Narcissus, alors qu'une autre race communément présente sur narcissus ne se développe pas sur tulipe. Il arrive que certaines races différentes se croisent entre elles; leur descendance a des préférences de plantes-hôtes différentes. Voir également Eriksson (1974), Sturhan (1969).

Les principales plantes-hôtes sont ail, avoine, betterave, fève fraisier, *Hyacinthus orientalis*, luzerne, maïs, narcissus, oignon, *Phlox drummondii*, *Phlox paniculata*, poireau, pois, pomme de terre, seigle, tabac, *Trifolium pratense*, *T. repens* et tulipe. Ce nématode a également été signalé sur blé, céleri, colza, Hydrangea, lentille, œillet, persil et tournesol.

#### 4.5- Cycle de développement :

Le cycle du développement du nématode des tiges comprend 4 stades larvaires séparés par des mues. La durée du cycle dépend de la température où il se déroule. (Fig.,34)

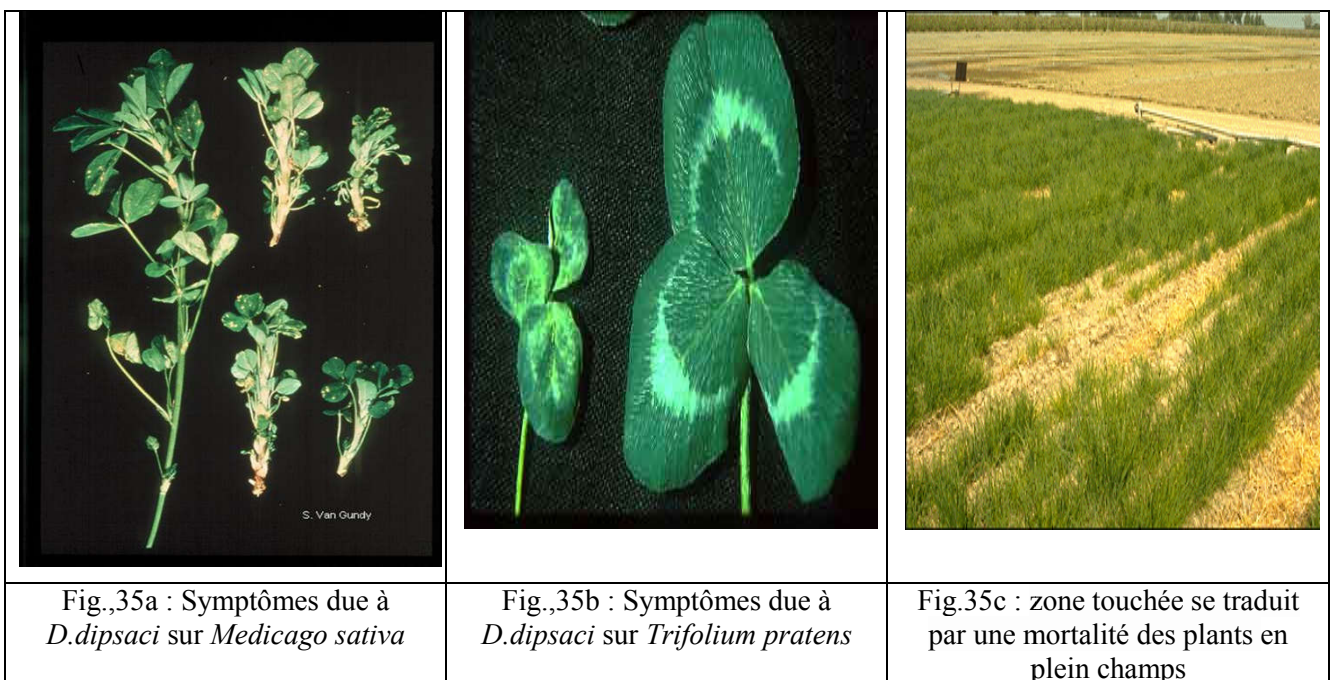


#### 4.6- Symptômes, dégâts et dépistage

*D. dipsaci* est un organisme nuisible listé dans l'annexe IIA2 de la directive 2000/29/CE (organismes nuisibles, présents dans la communauté et importants pour toute la communauté, dont l'introduction et la dissémination doivent être interdites dans tous les États membres s'ils se trouvent sur certains végétaux ou produits végétaux).

Les individus se nourrissent des sucres cellulaires qu'ils aspirent avec leur stylet après avoir injecté leur salive dans les cellules. Les substances toxiques contenues dans la salive provoquent des nécroses et des déformations des tissus. Les attaques de *D. dipsaci* provoquent en général de symptômes de gonflement, de décoloration, de distorsion et de malformation des organes. Au champ : la zone touchée se traduit par une mortalité des plants formant de petites zones circulaires qui s'agrandissent avec la propagation du nématode. (Fig.,35c)

En général, ce nématode provoque des gonflements et des déformations des parties aériennes des plantes ainsi que la nécrose ou la pourriture des bulbes, tubercules et rhizomes (voir Biologie).



- **Sur luzerne** : En plein champ, la culture est attaquée par plaques et les dégâts sont plus importants sous climat humide. La plante entière se dessèche et manifeste des symptômes de rabougrissement et de gonflement à la base des tiges avec des entre-nœuds visibles mais raccourcis. Les plantes peuvent mourir en cas de fortes infestations.

- **Sur fève et féverole**

*D. dipsaci* provoque des gonflements et des déformations de tissus caulinaires ou bien des lésions qui virent au marron rougeâtre puis au noir, suivant le cultivar et les facteurs d'environnement. Les gousses nouvellement formées virent au marron obscur. Les lésions entourent la tige et leur longueur augmente; elles se dirigent souvent vers le bord d'un entre-nœud.

La nécrose des feuilles et des pétioles est également courante en cas de forte infestation, mais c'est un symptôme aisément confondu avec une attaque de champignons foliaires. Les semences infestées sont plus sombres, plus petites et peuvent avoir des petites taches répandues sur toute leur surface. Les fortes infestations tuent souvent les pousses principales, ce qui stimule la formation de repousses secondaires. La race dite géante provoque les symptômes les plus graves sur fève et féverole (Sikora & Greco, 1990).

#### **4.7-moyens de déplacement et de dispersion**

Au cours des échanges internationaux, *D. dipsaci* peut être véhiculé sur des semences sèches ou sur du matériel végétal de plantes-hôtes destiné à la plantation. En plein champ, le juvénile de 4ème stade peut résister de nombreuses années à la dessiccation. Bien que les densités dans le sol semblent diminuer fortement, ce nématode peut persister de nombreuses années en l'absence de plantes-hôtes. La survie des nématodes et les dégâts sont plus élevés dans des sols lourds que dans des sols sableux. *D. dipsaci* peut également persister dans des adventices. Les eaux d'irrigation et le travail du sol avec des outils et des machines contaminés sont d'autres sources de dissémination de l'inoculum.

#### **4.8- Méthodes de détection et d'inspection**

On peut isoler *D. dipsaci* à partir d'échantillons de matériel végétal suspect de semence (d'après les symptômes) par une dissection dans de l'eau à grossissement 20. Les nématodes quittent les tissus découpés et nagent dans l'eau. Un examen microscopique sous grossissement 800 est nécessaire pour identifier correctement l'espèce concernée.

#### **4.9-Diagnostic en laboratoire**

La simple observation des symptômes n'est souvent pas suffisante pour établir avec certitude qu'on est en présence de dommages reliés à *Ditylenchus dipsaci*. D'autre part, la très



petite taille de *Ditylenchus* fait en sorte qu'il n'est pas visible à l'œil nu à l'intérieur des tissus végétaux. Pour l'observer, on doit l'extraire des tissus infestés et le mettre en suspension dans l'eau.

De plus, même si on peut l'observer à la loupe ou au binoculaire, son identification reste toujours incertaine puisque d'autres types de nématodes, spécialistes des tissus végétaux en décomposition, peuvent aussi être présents. L'identification du genre (*Ditylenchus*) nécessite un examen des nématodes au microscope tandis que, pour préciser l'espèce (*dipsaci*), des tests de biologie moléculaire sont requis. En résumé, l'extraction des nématodes en laboratoire et leur identification par des spécialistes sont généralement essentielles pour établir un diagnostic fiable.

Comme cela se fait couramment pour les autres espèces de nématodes, on peut aussi extraire *Ditylenchus dipsaci* du sol pour déterminer la population présente. Les échantillons de sols doivent être prélevés 1 à 2 semaines avant la plantation du champ. La méthode d'échantillonnage recommandée est présentée dans la [Figure,\(35\)](#).

Superficie du champ	Nombre de sous-échantillons
< 500 m <sup>2</sup>	10
500 m <sup>2</sup> à 0,5 ha	25
0,5 ha à 2,5 ha	50

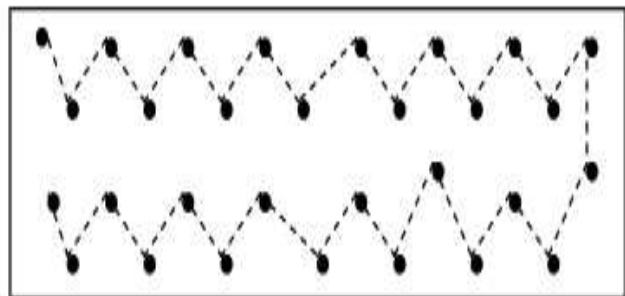


Fig., 36 : Méthodes d'échantillonnage en zigzag

Le dénombrement des *Ditylenchus* est requis pour les champs où des cultures contaminées ont été plantés par le passé et dans lesquels, après quelques années de rotation, on désire replanter des légumineuses, des alliums ou d'autres. En se basant sur la quantité de dommages à la récolte en fonction de la quantité initiale de nématodes présents dans le sol, un seuil permettant de planter sans que des pertes significatives surviennent a pu être établi.

Ce seuil varie cependant selon les références consultées : il est de 100 nématodes par kg de sol en Ontario, de 20 dans l'État de New York, alors qu'en France, il n'est que de 10 par kg de sol. On recommande de respecter **le seuil de 10 nématodes par kg de sol.**

#### 4.10- Méthode de lutte

Le nématode des tiges provoque des dégâts qui sont variables en fonction des conditions climatiques. A cause du coût élevé des produits chimiques, la recherche de variétés résistantes ainsi que d'autres pratiques culturales telles que le décalage de la date de semis, l'utilisation des plantes à effet nématicides, la rotation culturale, etc. restent des voies de recherche prometteuses contre ce parasite. En raison de son fort potentiel de destruction et de sa persistance dans le matériel végétal et les sols contaminés, le nématode des tiges et des bulbes est un ravageur dont il faut absolument se préoccuper. D'abord, on doit à tout prix **éviter de l'introduire** sur les champs, et si par malheur on découvre qu'il y est présent, tout doit être mis en œuvre pour éviter de le propager davantage. Une infestation mal gérée risque à court ou moyen terme de totalement compromettre la production.

- **Prospections** : Un suivi rigoureux des champs à raison d'une visite par semaine est recommandé. Plus une infestation sera identifiée rapidement, plus il sera facile de la gérer par la suite. Si des symptômes suspects sont observés au champ après la récolte, il est fortement recommandé, tel qu'indiqué précédemment, de les expédier au laboratoire afin de confirmer le diagnostic.
- **La rotation** : Le nématode des tiges et des bulbes étant en mesure de survivre dans les sols pendant plusieurs années, il est essentiel d'établir une longue rotation pour prévenir les pertes. Une période minimale de 4 années sans alliums est recommandée. Tout dépendant des conditions, il reste cependant toujours possible que quelques nématodes aient survécu à cette longue rotation ; c'est pourquoi, avant de planter, on recommande aussi d'effectuer un test de sol pour vérifier le nombre de *Ditylenchus* encore présents.

Étant donné qu'on a encore peu d'information sur les races de *Ditylenchus dipsaci* présentes ici et sur les espèces qu'elles peuvent affecter, il est difficile d'émettre des recommandations précises quant aux cultures de rotations. Selon les connaissances actuelles, les cultures suivantes pourraient être utilisées sans danger : blé, orge, maïs, Brassicaceae, pomme de terre, carotte, laitue et épinard.

- **Arracher et détruire les plants malades** : Lorsque des dommages apparaissent au champ, une bonne pratique consiste à arracher les plants malades et à les détruire en les brûlant ou en les enfouissant hors des champs. On prévient ainsi la migration des nématodes des plants affectés vers le sol. Si les plants endommagés se présentent en foyers, on recommande également de détruire les plants, même en apparence sains, situés

au pourtour des zones affectées, étant donné que ces plants ont aussi de fortes chances d'être contaminés.

- **Prévenir la dispersion par les débris de culture, les sols et l'eau contaminés** : Le nématode des tiges et des bulbes étant en mesure de survivre à l'état desséché sur les débris de la culture, y compris les pelures extérieures sèches des bulbes, des mesures phytosanitaires rigoureuses sont recommandées : tous les déchets de culture doivent être ramassés et détruits hors des champs ; les équipements et les entrepôts doivent être nettoyés à fond, certains recommandent même de les désinfecter.

Le traitement des semences à l'eau chaude, avec différentes combinaisons température-temps suivant le type et l'état des semences utilisées, est un moyen de lutte opérationnel et efficace contre *D. dipsaci* (Gratwick & Southey, 1972).

- **Le traitement du sol avec des nématicides chimiques** n'est pas économiquement rentable sur de grandes surfaces. Il peut cependant être rentable de traiter des petites plaques de terrain, après avoir retiré et détruit les végétaux affectés (bulbes) ainsi qu'une bande de bulbes sains autour de la plaque, de façon à éradiquer une infestation légère avant qu'elle ne se dissémine.
- **Utilisation du matériel végétal sain** : Pour éviter les dégâts provoqués par *D. dipsaci*, il faut utiliser des semences et tout autre matériel végétal destiné à la plantation certifiée indemnes de nématodes. Le traitement des semences à l'eau chaude, avec différentes combinaisons température-temps suivant le type et l'état des semences utilisées, est un moyen de lutte opérationnel et efficace contre *D. dipsaci* (Gratwick & Southey, 1972).
- **Les nématicides systémiques** peuvent combattre efficacement *D. dipsaci* chez certaines cultures d'ornement, mais jusqu'à un certain niveau uniquement. L'utilisation de cultivars tolérants ou résistants peut également limiter les dégâts.

#### 4.11-Mesures phytosanitaires

La mise en place de schémas de certification pour la production de plantes-hôtes de *D. dipsaci* peut fournir du matériel végétal destiné à la plantation indemne du nématode. Les importations de terre et de végétaux destinés à la plantation et de semences de plantes-hôtes de pays où ce nématode est présent doivent être soumises à la réglementation phytosanitaire.



## 5-LES NEMATODES A KYSTE DE LA POMME DE TERRE « *Globodera sp* »

### 5.1-Historique

Les nématodes à kyste de la pomme de terre, *Globodera rostochiensis* (Ro) et *Globodera pallida* (Pa) auraient été importé en même temps que des pommes de terre, provenant de la région autour du lac Titicaca dans les Andes en Amérique du Sud. Ce transfert vers l'Europe se serait fait lors de la recherche de variétés de pommes de terre résistantes au mildiou suite à la grande épidémie de 1845. Ils se seraient ensuite disséminés par l'intermédiaire des plants européens issus de parcelles contaminées et a conquis le globe entier. Seules quelques rares zones tropicales au climat chaud et humide ou chaud et sec ne lui sont pas favorables. Ces espèces parasitent quelques plantes hôtes spécifiques, appartenant à la famille des Solanaceae, dont la pomme de terre. Parmi les autres plantes hôtes, citons la tomate, l'aubergine, les poivrons et les morelles (*Solanum nigrum*,...). Cette spécificité est due aux exsudats racinaires de cette famille, qui provoquent l'éclosion des œufs.

### 5.2- Classification :

Tylenchida

Tylenchina

Tylenchoidea

Heteroderidae

Heteroderinae

*Globodera* (Skarbilovich, 1959)

### 5.3- Caractéristiques Morphologiques

- Le dimorphisme sexuel chez ces nématodes est très prononcé:
- Mâle (1-1.5mm) et larve J2 vermiforme (300-500 µm)
- Femelle sphérique (Fig. 37a et 37b)

### 5.4- Répartition géographique des nématodes à kyste

Les nématodes en règle générale et les nématodes à kyste en particulier affectionnent les terres plus légères. Dans ce type de sol, ils sont toujours présents en plus grand nombre et les dégâts qu'ils y causent sont également plus importants.

Grâce aux kystes, organes de survie très efficaces, les nématodes à kyste peuvent voyager passivement sur de grandes distances dans les conditions climatiques les plus extrêmes. Aussi l'éclosion exclusive mais massive sous l'effet des exsudats radiculaires de

plantes hôtes appartenant à la famille des Solanaceae aboutit à une rentabilisation optimale des kystes produits. Il n'est pas étonnant que ce parasite soit présent sur l'ensemble du globe.

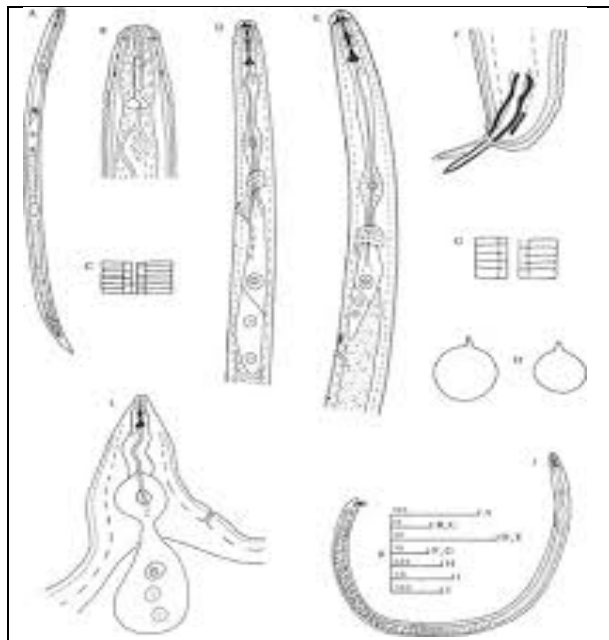


Fig.37a : morphologie des différents stade de *Globodera* sp



Fig.37b : kyste plein + œufs

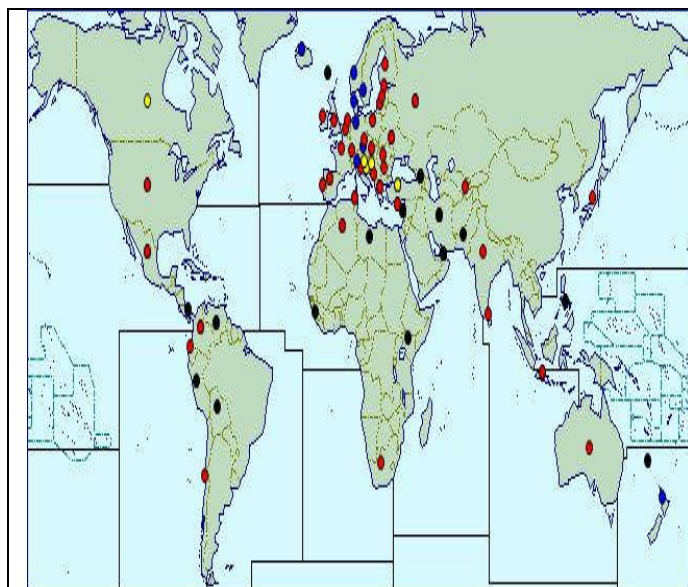


Fig., 38: Répartition de *Globodera rostochiensis* et *G. pallida* dans le monde (source: EPPO)

Les nématodes à kyste de la pomme de terre ne peuvent se multiplier qu'en présence de plantes hôtes. Leur nombre est heureusement limité. Parmi les espèces agricoles, la pomme de terre est la seule plante hôte. Ce lien étroit avec la pomme de terre résulte dans la présence plus fréquente des nématodes à kyste dans les parcelles hébergeant fréquemment cette culture.

### 5.5- Plantes hôtes :

Le spectre est très étroit. Cette spécialisation est compensée par la capacité de survie « plus de 15 ans »

### 5.6- Espèces et pathotypes de nématodes à kyste de la pomme de terre

Il existe deux espèces de nématodes à kyste: *Globodera rostochiensis* (Ro) et *Globodera pallida* (Pa). Ils se distinguent par certaines caractéristiques de leurs kystes et larves: les kystes de *G. rostochiensis* passent d'une couleur blanche à une teinte brune via une nuance jaune doré (d'où son nom commun : nématode doré de la PT), tandis que les kystes de *G. pallida* connaissent l'évolution suivante: blanc-gris-brun. Ces différences ne sont décelables que moyennant l'emploi d'un microscope. Des techniques moléculaires sont également disponibles pour distinguer les deux espèces.

Chacune des espèces précitées comprend en outre plusieurs pathotypes que l'on distingue lors de leur multiplication sur une série de clones de pommes de terre. Nous connaissons 5 pathotypes de *Globodera rostochiensis*: Ro1 à Ro5 et 3 pour l'espèce *G. pallida*: Pa 1 à Pa 3.

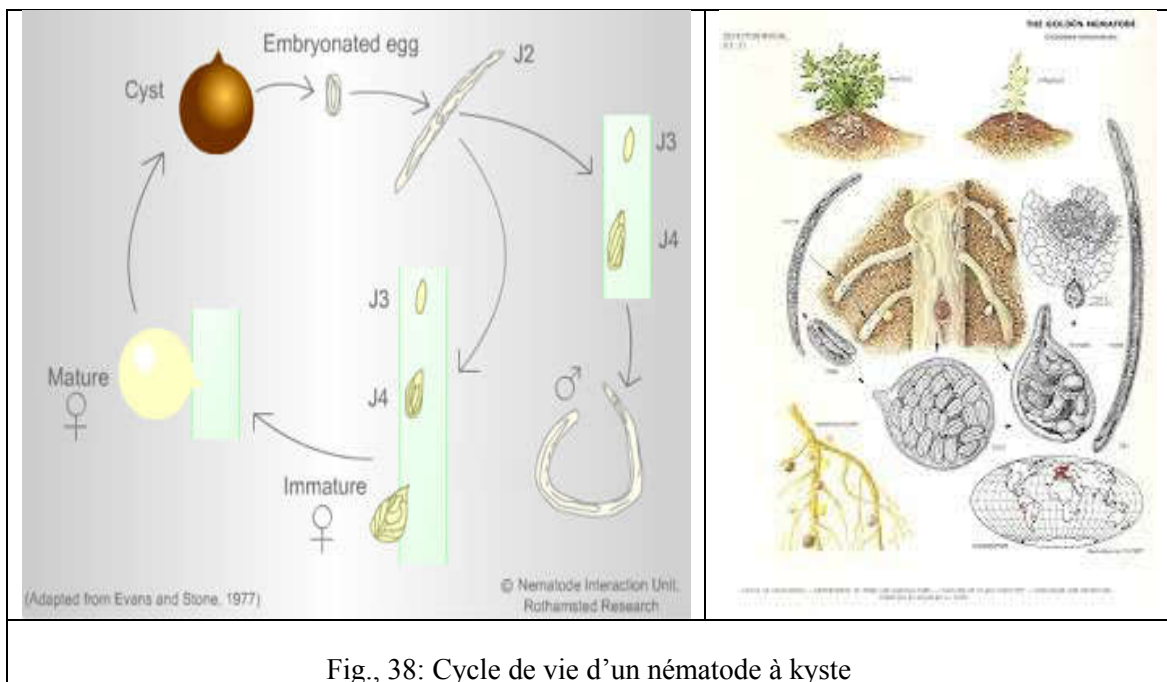
La différenciation entre pathotypes n'est pas toujours nette. Certaines populations de kystes présentent des caractéristiques intermédiaires. C'est la raison pour laquelle on parle de plus en plus de groupes de virulence.

### 5.7- Le cycle biologique des nématodes à kyste

- Les nématodes à kystes inféodés aux solanacées et en particulier la pomme de terre, sont **inscrits sur la liste des maladies de quarantaine**.
- Les nématodes à kyste survivent dans le sol à l'intérieur de kystes – des petites boules de la taille d'une tête d'épingle - sous forme de larve(J1) ou d'œuf. Dès l'éclosion des œufs, principalement déclenchée par des exsudats radiculaires des pommes de terre,
- Le **stade infestant J2**. A ce stade, le nématode, mobile, pénètre à l'intérieur de la racine et migre vers la région des tissus vasculaires, où il établit un site nourricier permanent. (L'éclosion principalement déclenchée par des exsudats radiculaires des pommes de terre)
- Le nématode à kystes (*Globodera*) pénètre dans la racine au niveau de l'épiderme et migre à travers le cortex en perçant et détruisant les cellules à l'aide de son stylet. Les cellules sont endommagées et des nécroses racinaires peuvent apparaître. Après avoir atteint

l'endoderme, le nématode perce la membrane d'une cellule procambiale près du xylème primaire (faisceau conducteur de la sève brute) et injecte des sécrétions grâce aux glandes salivaires.

- Rapidement, la cellule procambiale devient métaboliquement très active et se met à grossir par fusion successive avec les cellules voisines. Le **syncytium** formé (**sites nourriciers**) peut incorporer plus de 200 cellules et se caractérise alors par des noyaux volumineux, un cytoplasme dense et des invaginations de la paroi cellulosique, qui permettent d'augmenter la surface en contact avec les tissus vasculaires.
- Après le démarrage du comportement de nutrition, le nématode, devenu sédentaire, subit trois mues successives jusqu'au stade adulte. Les mâles passent par un stade immobile temporaire, puis la troisième mue donne naissance à un stade mobile ; c'est à ce stade que les mâles quittent la racine. Chez la femelle, le stade adulte est entièrement immobile. Cette nourriture les fait enfler, de sorte que la partie postérieure des femelles adultes fait éclater la paroi de la racine, ce qui les rend visibles à l'œil nu



- Après fécondation par le mâle, la femelle produit entre 100 et 1000 œufs (selon les espèces et les conditions environnementales, 3 à 6 semaines après l'infection initiale). Ces œufs se développent à l'intérieur du corps de la femelle, qui meurt quand les œufs sont arrivés à leur complet développement. (Fig.,38).

- La femelle, morte, tombe alors de la racine dans le sol. Sa cuticule se durcit, devient résistante, et constitue le kyste, paroi continuant à protéger les œufs. Ils peuvent y subsister sans nourriture pendant des années ; certaines sources avançant même le chiffre de vingt ans.
- Les œufs nouvellement formés n'éclosent pas immédiatement : grâce à une diapause qui n'est rompue que par des températures suffisamment basses, le nématode à kystes produit une seule génération par an, ce qui ne l'empêche pas de se multiplier rapidement.

**Facteurs écologiques influençant l'éclosion : température, moisture, aération, osmotic potential, pH, etc.**

### **5.8- Symptomatologie et dégâts : Quels dégâts sont causés par les nématodes à kyste ?**

Une infestation par un des nématodes à kyste cause des dégâts sur trois plans :

- Une perte économique due à la réduction du rendement de la culture. Cette perte sera plus importante s'il s'agit d'une variété qui ne présente aucune tolérance envers les pathotypes présents. L'importance de la perte de rendement est fortement liée au nombre de nématodes présents. Lorsque des foyers virulents sont présents (populations importantes suite à une monoculture de la pomme de terre), ces pertes peuvent atteindre les 80%.
- Indirectement, la lutte contre les nématodes à kyste engendre également des coûts : l'impossibilité de cultiver des pommes de terre sur la parcelle durant plusieurs années, l'imposition d'une variété résistante lors d'une prochaine culture - ayant éventuellement un marché moins porteur que la variété originelle - l'implantation de cultures pièges ou encore la réalisation de traitements chimiques sont des activités onéreuses.
- Le risque phytosanitaire encouru est encore le plus problématique. Le statut d'organisme de quarantaine impose des limitations importantes pour la culture, le transport et la transformation de lots contaminés. S'y ajoutent les coûts des analyses requises. Il est indispensable que les zones destinées à la production de plants soient exemptes de ce parasite.

### **5.9- Diagnostic des nématodes à kyste**

#### **5.9.1- Diagnostic visuel**

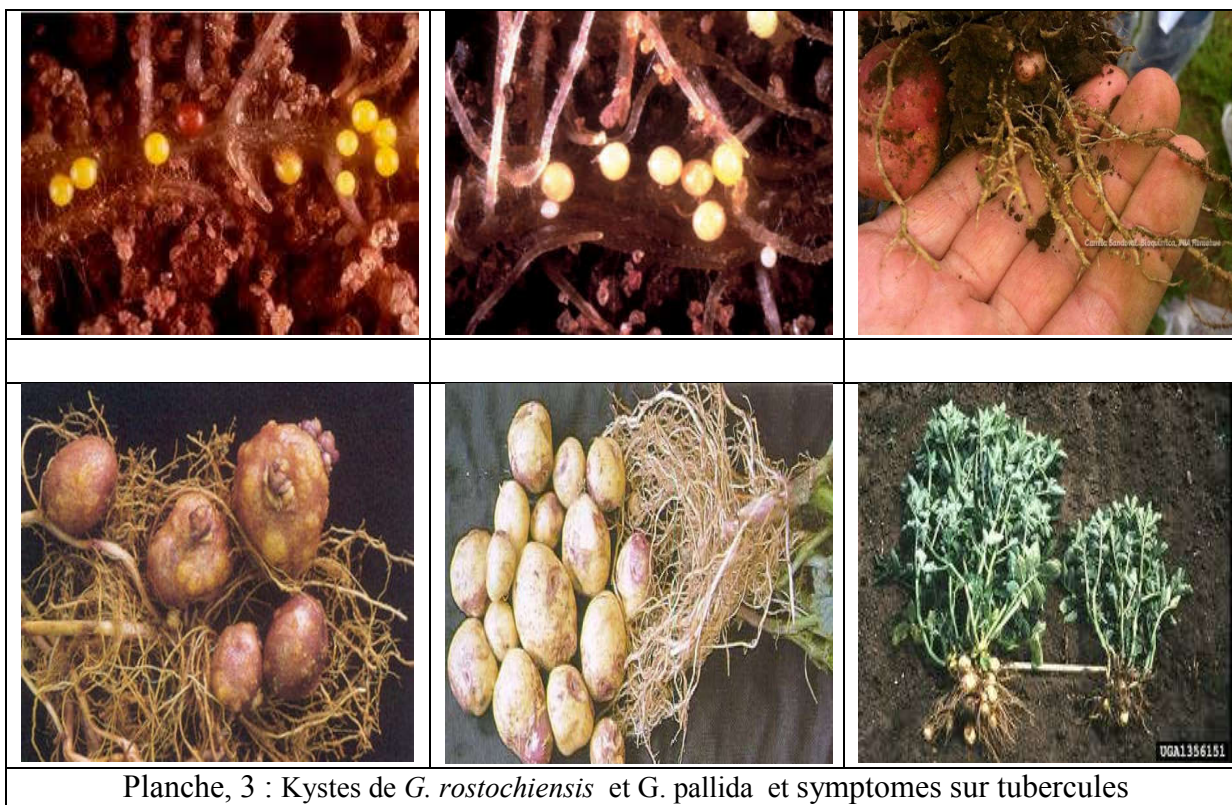




Fig.,39a: Photo d'une zone de végétation moins dense



Fig.,39b: Kystes de *Globodera rostochiensis* sur racines: vue globale (gauche) – détail (droite)



Planche, 3 : Kystes de *G. rostochiensis* et *G. pallida* et symptômes sur tubercules

En plein champs, ce ne sont que les infestations graves qui sont décelables suite à l'apparition de zones de végétation moins dense (Fig., 39 ; Planche 3). Au fil du temps on constate que c'est toujours dans les mêmes zones que les plantes sont chétives et croissent de moins en moins bien. Il est évident que le problème vient du sol puisque les plantes malingres apparaissent toujours aux mêmes endroits.

La présence des nématodes se limite souvent à différents endroits disséminés dans une parcelle, et, en cas de présence massive de nématodes, on remarque

- Des zones de végétation moins dense, en forme circulaire ou elliptique et une superficie variable.
- Les plantes y sont plus petites que la normale et le feuillage ne se touche pas entre les rangs.
- De plus, les plantes y entrent plus vite en sénescence.

Cette faible croissance conduit à la formation de moins de tubercules de calibre inférieur, et donc à un rendement plus faible.

Puisque la grande majorité des kystes restent sur place à la récolte, et parasitent la culture suivante de pommes de terre qui s'y implante, les zones de moindre croissance s'étendent graduellement.

- Ces superficies coïncident avec le foyer de contamination, c.-à-d. avec les endroits où se trouvent bon nombre de kystes. Lorsque les infestations ont atteint cette ampleur, il est souvent possible de voir les kystes sur les racines, à l'œil nu. Mais, même lorsque rien n'est encore visible sur le feuillage, il peut y avoir des kystes répartis dans le sol au sein de foyers d'infection.

### 5.9.2-Analyse de sol ciblé ou systématique

Exception faite des nématodes femelles matures qui sont visibles à l'œil nu sur le chevelu racinaire, les symptômes indiquant la présence de nématodes à kyste ne sont pas spécifiques et peuvent être causés par bon nombre d'autres facteurs. Pour un diagnostic sûr, il faut avoir recours à une [analyse nématologique de sol](#).

L'échantillonnage intensif est primordial pour augmenter les chances d'une détection précoce des kystes présents. Avant tout échantillonnage, il faut déterminer ce qu'on veut obtenir : s'agit-il d'un **échantillonnage ciblé** sur une zone à problèmes ou d'un **échantillonnage systématique** afin de réaliser une cartographie par exemple ?

La détection des nématodes à kyste dans une parcelle est fonction de différents facteurs : du nombre de kystes que compte le foyer, de la procédure d'échantillonnage, et du moment où il a lieu.

Les nématodes à kyste se **propagent dans le sens où le champ a été travaillé** (labours et autres travaux). Les infections secondaires se trouvent en général dans la même bande que l'infection mère, les machines agricoles transportant les kystes dans l'axe de leur déplacement.

Il est préférable de prélever les échantillons perpendiculairement au sens du labour si on veut optimiser les chances de détecter la présence de kystes sur sa terre. La probabilité de trouver des nématodes est également plus élevée à l'entrée de la parcelle, car c'est là que les machines laissent tomber la plus grande quantité de terre provenant d'autres champs contaminés, ce qui contribue à la propagation de l'infestation.

Les contrôles effectués immédiatement après la culture d'une variété de pommes de terre sensible ont plus de chance de détecter un éventuel foyer d'infection, que ceux effectués après les labours. A ce moment, la quantité de kystes dans les 5 cm de terre affleurant la surface est plus élevée que celle rencontrée dans les couches inférieures.

Il est évident que plus la contamination est importante, plus elle sera facile à détecter. Pour prendre un échantillon, on peut utiliser une sonde ou une pelle avec laquelle on prélève une certaine quantité de terre à plusieurs endroits du champ qu'on mélange. La distance (tant en longueur qu'en largeur) séparant les différents endroits où l'on prélève ces pelletées successives dépendra de l'importance de la zone contaminée qu'on veut détecter.

Pour la détection de **contaminations importantes**, dites de **foyers virulents** (plus de 150 kystes/100 g de sol), il sera suffisant de prélever un seul échantillon - composé d'une vingtaine de microéchantillons de 30 ml par hectare (au moyen d'une sonde de 1 cm de diamètre pénétrant à une profondeur de 25 cm). **Par contre, si l'on recherche une infestation juste suffisante pour provoquer des dégâts dans des cultures d'une plante-hôte potentielle, on échantillonnera de manière très intensive.**

#### **5.10- Méthodes et moyens de Lutte**

- **Lutte préventive** : les principales mesures d'intervention concernant la lutte contre les nématodes à kystes



- Utilisation des plants sains et certifiés constitue l'une des mesures essentielles. Ceci permettra de contenir la dispersion.
- Certaines variétés sont résistantes, plus spécifiquement au *Globoderarostochiensis* (ex. Turbo, Innovator), mais cela concerne une faible part du marché actuel. Le choix est relativement limité.
- **La rotation** constitue la mesure de lutte la plus classique. 4 années de rotation constituent un minimum, mais il faut s'assurer que les repousses ne réapparaissent durant ces 4 ans. Durant cette période d'attente, on ne peut pas non plus cultiver d'autres plantes hôtes (tomates, aubergines,).
- **Lutte contre les repousses** : surtout des variétés sensibles qui triplent le nombre de kystes. L'élimination des repousses empêchera donc le cycle de s'accomplir.
- **Plantes pièges** : il est possible également de planter des solanacées sauvages non tubéreuses (ex. *Solanum sisymbriifolium*) qui interrompent naturellement le développement des larves. Ces plantes invasives doivent alors être détruites au glyphosate. Il est possible également de planter des pommes de terre classiques pour piéger les larves dans la plante puis de détruire la culture lors de l'apparition des kystes.
- **Hygiène au sein des exploitations** : la dissémination s'effectuant essentiellement via le plant ou par les déplacements de terres infectées adhérant aux tracteurs ou matériel agricole : le nettoyage systématique des machines diminue le risque de propagation. La gestion des sources de contamination : terres de déterrage, plants, boues d'épuration, eau de lavage... sont des éléments importants à considérer dans l'organisation des exploitations, dans le cadre de la lutte contre les nématodes.
- **Lutte chimique (Nématicides)** : les nématicides sont efficaces pour détruire jusqu'à 80% des nématodes à kystes. Malheureusement, à partir des 20% restant la population initiale peut-être reconstituée en 1 an. D'autre part, le coût et l'impact négatif élevé sur l'environnement ne sont pas favorables,

## Références Bibliographiques

- **Ayoub S M., 1980.** Plant nematology: an agricultural training aid. Edt. Éditeur : Sacramento : Nema Aid Publications, 1980.
- **Ayoub, S.M. 1977.** Plant Nematology, an Agricultural Training Aid. State of California, Department of Food and Agriculture, Division of Plant Industry, Laboratory Services - Nematology, 1220 N. Street, Sacramento, CA 95814. 157 pp.
- **Cayrol J.C., Caroline Djian-Caporalino, Elisabeth Panchaud-Mattei., 1992.** La lutte biologique contre les Nématodes phytoparasites. Courrier de la Cellule Environnement de l'INRA , N°17, pp., 31-44
- **Cayrol , J. C., 1968.-** Etude du mode de nutrition et du développement embryonnaire du nématode mycophage *Ditylenchus myceliophagus* J. B. Goodey, 1958. *Note présentée au V Ie Congr. Intern. Sei. Champ. couche*, Hambourg, 11 mai 1968.
- **Dajoz, R. (1971).** Précis d'Ecologie. Dunod, Paris, 433 p
- **Dalmasso, A.; Cardin, M.C.; Pochard, E. & Daunay, M.C., 1985-** Pouvoir pathogènes des Meloidogyne et la resistance chez quelques solanacées maraîchères. C.R. Acad. Agri. De France, 7: 762-777.
- **Davet, P., 1996.** *Vie microbienne du sol et production végétale.* Mieux comprendre, INRA, Paris. 383 p.
- **Davide, R.G., Triantaphyllou, A.C., 1967a.** Influence of the environment on development and sex differentiation of root-knot nematodes. I. Effect of infection density, age of the host plant and soil temperature. *Nematologica* 13, 102-110.
- **Davide, R.G., Triantaphyllou, A.C., 1967b.** Influence of the environment on development and sex differentiation of root-knot nematodes. II. Effect of host nutrition. *Nematologica* 13, 111-117.
- **De Guiran G., et Netscher C., 1970.** Les nématodes du genre Meloidogyne, parasites de cultures tropicales. Cah. , ORSTOM., Ser., Biol., N°11-Avril 1970., 35p.
- **De Guiran G., 1970.** Nématodes parasites du tabac à Madagascar. Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Biol. 11, 185-206.
- **De Guiran G., 1983.** Nématodes, les ennemis invisibles. La Littorale S.A. (Ed.), France, 41pp.
- **De Guiran G., et Villemin M.A., 1980.** Spécificité de la diapause embryonnaire des œufs de *Meloidogyne* (Nematoda). *Revue Nématol.* 3 (1) : 115-121
- **De Guiran, G., 1979.** Survie des nématodes dans les sols secs et saturés d'eau : œufs et larves de *Meloidogyne incognita*. *Revue Nématol.*, 2 : 65-77.
- **Decraemer W. and D.J. Hunt, 2006.** Structure and Classification. In: Plant Nematology (R.N. Perry and M. Moens, eds.) CAB International Publishing, Oxfordshire, UK, 3–32.
- **Decraemer, W. and De Waele, D. (1981).** Taxonomic value of the position of oesophageal gland nuclei of oesophageal gland overlap in the Trichodoridae (Diphtherophorina). *Nematologica*, 27, 82–94.
- **Decraemer, W. and Geraert, E., 1992.** *Criconemaparadoxiger, Ogmacivellae* and *O. paracivellae* sp.n. from Papua New Guinea (Nemata: Tylenchida). *Fundamental and Applied Nematology* 15, 355–366.
- **Decraemer, W., Baldwin, J., Eddlemans, C. and Geraert, E., 1996.** *Criconemaparadoxiger* (Orton Williams, 1982) Raski & Luc, 1985: cuticle ultrastructure and revalidation of the genus *Amphisbaenema*. *Nematologica* 42, 408–416.
- **Decraemer, W., Doucet, M.E. and Coomans, A., 1998.** Longidoridae from Argentina with the description of *Paraxiphidorusbrevistylus* sp.n. (Nematoda: Longidoridae). *Fundamental and Applied Nematology* 21, 371–388.
- **Decraemer, W., Karanastasi, E., Brown, D.J.F. and Backeljau, T., 2003.** Review of the ultrastructure of the nematode body cuticle and its phylogenetic interpretation. *Biological Reviews* 78, 465–510.
- **Dickson, D. W., Mitchell, D. J., Hewlett, T. E., Oostendorp, M. & Kannwischer-Mitchell, M. E., 1991.** Nematodes-suppressive soil from a peanut field. *Journal of Nematology*, 23: 526 (Abstr).
- **Dongaster, C. C., 1966.** Nematode feeding mechanisms. 2. Observations on *Ditylenchus destructor* and *D. myceliophagus* feeding on *Botrytis cinerea*. ; *Nematologica*, 12, 117-427.

- **Duval J., 1993.** Les plantes nématicides. Agrobio 360-04. EAP Publications. McGill University, Canada.
- **Eisenback, J.D. & Hirschmann-Triantaphyllou, H., 1991.** Root-knot nematodes: Meloidogyne species and races. In: Nickie, W.R (Ed.). Manual of agrnutralnemaology. New York, USA, Marcel Dekker: 191-271
- **Freckman D.W. & Caswell E.P. (1985).** The ecology of nematodes in agroecosystems. Annual Review of Phytopathology, 23 : 275-296.
- **Gommers, F. J., 1973.** –Nematicidal principles in compositae. Meded. Landbouwhog. Wageningen, 73, 1-71.
- **Jones, M.G.K., and Payne, H.L., 1978.** Early stages of nematode-induced giant cell formation in roots of *Impatiens balsamina*. J. Nematol. 10 70–84.
- **Jones, R W., Pettit, R. E. & Taber, R A., 1984.** Lignite and stillage : carrier and substrate for application of fungal biocontrol agents to soil. Phytopat/wl., 74 : 1167- 1170.
- **Maggenti, A.R. 1981.** General Nematology, Springer Verlag, N.Y. 372p.
- **McCarter, J. 2009.** Molecular Approaches Toward Resistance to Plant-Parasitic Nematodes. *Plant Cell Monograph*, doi:10.1007/7089\_2008\_32. 12/24/09. (29 April 2010). McSorley R., 1997- Soil-inhabiting nematodes. EENY,12. University of Florida
- **McSorley R (1999).** Host suitability of potential cover crops for root-knot nematodes. J. Nematol. 31: 619-623.
- **Mokabli A., 1988-** Principaux facteurs qui déterminent l'importance et l'agressivité des Meloidogyne sous abris serres en Algérie . Thèse Magister. Inst . Nat. Agro., El-Harrach, 69 p.
- **Netscher, C. and R. A. Sikora. 1990.** Nematode parasites of vegetables. In: Plant parasitic nematode in subtropical and tropical agriculture. (Eds. M. Luc, R. A. Sikora and J. bridge), CAB International, Wallingford, Oxon, UK pp.237-283.
- **Nicholas, W. L., 1975.** The biology of free-living nematodes: Clarendon Press - Oxford
- **Nickle, 1984.** Plant and insect nematodes. Marcel Dekker, New York. 925 pp.
- **Noe, J.P. & Barker, K.R. , 1985.** Relation of within field spatial variation of plant-parasitic nematode population density and edaphic factors. *Ecology and Epidemiology*. 75 : 247-252.
- **OEPP/EPO 2011.** directive 2000/29/CE, liste A2 n° 6.1 et 6.2 & EC, 2000, <http://www.eppo.org/Quarantine/quarantine>.
- **Oostendorp M, Dickson DW, Mitchell DJ., 1991.** Population development of *Pasteuria penetrans* on *Meloidogyne arenaria*. J Nematol 23, 58-64
- **Peacock, F. C., 1959.** The development of a technique for studying the host/parasite relationship of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* under controlled conditions. *Nematologica*, 4 : 43-55.
- **Perry N.R., Moens M., 2006-** Plant nematology. CABI. 48p.
- **Pinochet, I., Camprubi, A. & Calvet, C., 1993.** Effects of the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* and the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* on the growth of EMLA-26 apple rootstock. *Mycorrhiza* 4, 79-83.
- **Pinochet, J., Calvet, c., Camprubi, A. & Fernandez, C., 1995.** Growth and nutritional response of Nemared peach rootstock infected with *Pratylenchus vulnus* and the mycorrhizal fungus *Gl0171US mosseae*. *Fundam. appl. Nematol.* 18, 205-510.
- **Ploeg AT (1999).** Greenhouse studies on the effect of marigolds (*Tagetes* spp.) on four Meloidogyne species. J. Nematol. 31: 62-69.
- **Ploeg AT (2002).** Effects of selected marigold varieties on root-knot nematodes and tomato and melon yields. *Plant Dis.* 86: 505-508.
- **Prot J. C., 1980.** Migration of plant-parasitic nematodes toward plant root. *Revue de Nématologie*. 3, 305-318.
- **Reversat, G. Merny, G. (1973).** Influence de quelques facteurs sur la pénétration du nématode *Heterodera oryzae* dans les racines du riz. *Cahiers ORSTOM. série Biologie*, 111- 115.
- **Righi K., Mokabli A., et Assia F., 2014.** Dispersion du nématode à kyste des céréales (*Heterodera avenae*) dans quelques régions céréalières de l'Ouest Algériens. Séminaire national sur Biodiversité faunistique. ENSA El Harrach 7-9 décembre 2014,

- **Righi K., 1991.** État d'infestation des cultures maraichères sous abris serre et de plein champs par les nématodes à galles « Meloidogyne : Heteroderidae » dans la région de Mascara. Mém. Ing., INSA., Mascara. 140p.
- **Righi K., Kaci A., et Mokabli A., 1998.** Etude du Nématode à kyste des céréales « *Heterodera avenae* » dans quelques régions céréalières de l'ouest de l'Algérie. 1<sup>er</sup> symposium des Sciences Agronomiques organisée le 25 Mai 1998. Centre Universitaire de Mascara
- **Righi K., Mokabli A. Righi A.F. & Gourari H., 2011.** Etude de l'état d'infestation des parcelles céréalières par le nématode à kyste (*Heterodera sp*) dans les Wilayas de Mascara et Relizane et identification des espèces en cause. Séminaire international sur la protection des végétaux. ENSA El Harrach 18 au 20 avril 2011
- **Ritter M., 1973.** Incidence économique des nématodes sur la production agricole. EPPO Bultin, Vol., 3, Issue 1, pp. 37–46 .
- **Ritter M., 1975.** Nématodes et rhizosphère, Bulletin de la Société Botanique de France, 122:sup2, 193-201
- **Sasser, J.N., Freckman, D.W., 1987.** A world perspective on Nematology: the role of the society. Pp 7-14 in **Veech J.A., and D.W. Dickson (eds)** Vistas on Nematology. Society of Nematologists, Hyattsville, Maryland. 509p.
- **Sayre RM & Starr MP, 1985.** *Pasteuria penetrans* (ex Thorne, 1940) nom. rev., comb. n., sp. n., a mycelial and endospore forming bacterium parasitic in plant parasitic nematodes. Proc. Helminth. Soc. Wash. 52: 149-65
- **Sayre RM & Starr MP, 1988.** Bacterial diseases and antagonisms of nematodes. In: Poinar GO & Jansson HB (eds.) Diseases of nematodes. Vol. 1, CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, pp. 69-101.
- **Sayre RM & Starr MP, 1988.** Bacterial diseases and antagonisms of nematodes. In: Poinar GO & Jansson HB (eds.) Diseases of nematodes. Vol. 1, CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, pp. 69-101.
- **Sayre, R M., 1993.** *Pasteuria*, Metchnikoff 1888. In : *Bacillus subtilis* and other Gram positive bacteria : Biochemistry, Physiology and Molecular Genetics (ed. A. L. Sonenesein, J. A. Hoch and R Losicks), pp. 101-111. Washington, DC : American Society of Microbiol
- **Sayre, R M., 1993.** *Pasteuria*, Metchnikoff 1888. In : *Bacillus subtilis* and other Gram positive bacteria : Biochemistry, Physiology and Molecular Genetics (ed. A. L. Sonenesein, J. A. Hoch and R Losicks), pp. 101-111. Washington, DC : American Society of Microbiol
- **Schindler, A. F., R. N. Stewart, and P. Semeniuk. 1961.** A synergistic *Fusarium*-neinatode interaction in carnations. *Phytopathology* 51:143-146.
- **Schindler, A. F., R. N. Stewart, and P. Semeniuk. 1961.** A synergistic *Fusarium*-neinatode interaction in carnations. *Phytopathology* 51:143-146.
- **Schmidt, G.D., 2000.** Foundations of Parasitology (sixth edition). McGraw-Hill International. p. 362-363.
- **Schmidt, G.D., 2000.** Foundations of Parasitology (sixth edition). McGraw-Hill International. p. 362-363.
- **Scotto La Massèse C, 1961** – Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites en Algérie In les nématodes. Journées d'étude et d'information, Fédération Générale des Groupements de Protection des Cultures (FNGPC), ACTA, 1-27.
- **Scotto La Massèse C, 1961** – Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites en Algérie In les nématodes. Journées d'étude et d'information, Fédération Générale des Groupements de Protection des Cultures (FNGPC), ACTA, 1-27.
- **Scotto La Massese C., 1972-** Action de *Fusarium roseum* et de *Rhizoctonia solani* sur la multiplication de *Pratylenchus penetrans*. *Ann. Phytopathology.*, 4, 4.
- **Scotto La Massese C., 1972-** Action de *Fusarium roseum* et de *Rhizoctonia solani* sur la multiplication de *Pratylenchus penetrans*. *Ann. Phytopathology.*, 4, 4.
- **Sturhan, D., 1986.** Influence of heavy metals and other elements on soil nematodes. *Revue de Nématologie*, 9: 311.
- **Sturhan, D., 1988.** New host and geographical records of nematode-parasitic bacteria of the *Pasteuria penetrans* group. *Nemalologica*, 34 : 350-356.

- **Sturhan, D., and R. Schneider. 1980.** *Hirsutellaheteroderae*, a new nematode-parasitic fungus. *Phytopathologische Zeitschrift* 99:105-115.
- **Tarjan, A.C., Esser, R.P. & Chang, S.L., 1977.** An illustrated Key to nematodes found in fresh water. *Journal Water Pollution Control Federation* J. Water Pollution Cont. Fed.. Vol 49(11), 2318-2337.
- **Taylor, C.E., Brown, D.J.F., 1997.** Nematode vectors of plant viruses (Eds) CAB International.
- **Trabut., 1915 -** Dépérissement des orangers causé par un nématode. *C. R. Acad. Agric. France*, I, 222, 1915.
- **Tzortzakakis EA & Gowen SR, 1994.** The evaluation of *Pasteuria penetrans* alone and in combination with oxamyl, plant resistance and solarization for control of *Meloidogyne* spp. on vegetables grown in greenhouses of Crete. *Crop Prot.* 13: 455-62.
- **Van den Berg, E. and De Waele, D., 1989** Further observations on nematodes associated with rice in South Africa. *Phytophylactica* 21, 125-130.
- **Vedie H., Aïssa-Madani A.C. , 2008.** Quelles plantes insérer dans les rotations pour diminuer les populations de nématodes à galles? Journées Techniques Nationales Fruits et Légumes biologiques . Montpellier Supagro: 69-75.
- **Viglierchio D.r, et Yamashita, T.T., 1983,** on the Methodology of Nematode extraction from Field Samples: Density Flotation Techniques. *Journal of Nematology*, 15, 444-449.
- **Villeneuve, F. , Caporalino C.J., Szilvasi, S., 2013 .** Les nématodes et les cultures légumières biologie et contexte réglementaire (1<sup>re</sup> partie). *Techniques Nematodes.* pp.41-50.
- **Vinciguerra et Claus, 2000**
- **Vuittenez A., Legin R., Kuszala J., Cardin-Muck M. C., 1972.** Les virus « NEPO » chez la vigne et leurs nématodes vecteurs. *Ann. Phytopathol.*, 4, 373-392.
- **Vuittenez A., Legin R., Kuszala J., Cardin-Muck M. C., 1972.** Les virus « NEPO » chez la vigne et leurs nématodes vecteurs. *Ann. Phytopathol.*, 4, 373-392.
- **Wallace, H. R., 1966.** Factors influencing the infectivity of plant parasitic nematodes. *Proc. Roy. Soc. Ser. B. Biol. Sci.*, 164 : 592-614.
- **Wallace, H. H., 1966. -** Factors influencing the infectivity of plant parasitic nematodes. *Meloidogyne. Pme. Res. Soc.*, 164, 5!!2-614.
- **Wallace, H.R., 1968.** The influence of soil moisture on survival and hatch of *Meloidogyne javanica*, *Nematologica*, 14 : 231-241.
- **Winslow, R., 1995.** The hatching responses of some root eelworms of the genus *Heterodera*. *Ann. Appl. Biol.* 43, 19-36
- **Wyss, I.J., 1973. -** Feeding *Tylenchorhynchus dubius*. *Nematologica*, 19, 125-137.
- **Wyss, U. 2002.** Feeding behavior of plant-parasitic nematodes. Pp. 233-259. D.L. Lee (ed). *The Biology of Nematodes*. Taylor and Francis, London. 635p.
- **Yeates, G. W., Bongers, T., De Goede, R. G. M., Freckman, D. W. & Georgieva, S. S., 1993.** Feed Habits in Soil Nematode Families and Genera-An Outline for Soil Ecologists. *The journal Of Nematology* 25,315-331.
- **Zhang, Y.C. and J.G. Baldwin, 2001.** Ultrastructure of the post-corpus of the esophagus of *Teratocephalus lirellus* (Teratocephalida) and its use for interpreting character evolution in Secernentea (Nematoda). *Canadian Journal of Zoology* 79:16-25.