

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
المعهد القومي للعلوم الفلاحية

INSTITUT NATIONAL AGRONOMIQUE

الحراش الجزائر

EI HARRACH – ALGER

THESE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MAGISTER EN
SCIENCES AGRONOMIQUES

Spécialité : Protection des végétaux

Option : Zoophytiatrie

THEME

**Variation de la mycoflore parasite et prédatrice des
nématodes à galles (*Meloidogyne sp*) en fonction de quelques
paramètres des sols**

Présentée par : M^{elle} SABRI Karima

Travail présenté devant le jury :

Président	: M^r DOUMANDJI S.	Professeur
Promoteur	: M^r HAMMACHE M.	Chargé de cours
Examineur	: M^{me} DOUMANDJI METICHE B.	Professeur
	: M^r MOKABLI A.	Maître de conférence
	: M^r CHAKALI G.	Maître de conférence

Année universitaire 2007-2008

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, je voudrais exprimer ma profonde gratitude en vers **Monsieur HAMMACHE M.**, chargé de cours au département de zoologie agricole et forestière à l'institut national agronomique d'El-Harrach qui a bien voulu diriger mon travail au cours du quel il m'a guidé dans mes travaux qui s'est montré disponible à tout moment, pour sa gentillesse et surtout pour sa patience.

Mes plus sincères remerciements s'adressent à **Monsieur DOUMANDJI S.E.** Professeur au département de zoologie agricole et forestière à l'institut national agronomique d'El-Harrach pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury.

Je remercie également **Madame DOUMANDJI-METICH B.**, Professeur au département de zoologie agricole et forestière à l'institut national agronomique d'El-Harrach pour avoir accepté d'examiner mon travail de magister.

Je remercie tout particulièrement **Monsieur MOKABLI A.**, maître de conférence au département de zoologie agricole et forestière à l'institut national agronomique d'El-Harrach pour avoir accepté d'examiner mon travail et ces conseils.

Je remercie **Monsieur CHAKALI G.**, maître de conférence au département de zoologie agricole et foresterie à l'institut national agronomique d'El-Harrach pour avoir accepté d'examiner mon travail.

Je remercie également **Monsieur ETSOURI L.**, chargé de cours au département de génie rural, pour m'avoir aider pour les analyses statistiques.

Je tiens à remercier tout particulièrement **Monsieur CHEKKOUR A.** pour son aide, sa gentillesse, qu'il trouve ici toute ma gratitude

Sommaire

Introduction générale	01
<u>Première Partie</u> : Analyses bibliographiques.	
<u>Chapitre 1</u> : Généralité sur la plante hôte (<i>Lycopersicum esculentum</i>)	03
1- Origine de la tomate.....	03
2- La tomate.....	03
3- Climat.....	03
4- Température optimale.....	04
5- Type de sol.....	04
6- Plantation.....	04
7- Récolte.....	04
8- Rendement.....	05
<u>Chapitre 2</u> : Généralité sur les nématodes à galles du genre <i>Meloidogyne sp</i>...	05
1- Systématique.....	06
2- Morphologie	06
3- Système digestif.....	07
4- Appareil excréteur.....	07
5- Appareil reproducteur.....	07
6- Le système nerveux	08
7- Biologie et cycle de vie	08
8- Nutrition	10
9- Mode de parasitisme.....	10
10- Symptomatologie.....	12
11- Dégâts des <i>Meloidogyne sp</i>	12
12- Distribution géographique des <i>Meloidogyne sp</i>	13
13- Seuil de nuisibilité	15
14- Les facteurs influent sur le développement des <i>Meloidogyne sp</i>	15
14-1- Les facteurs abiotiques.....	15
14-1-1- L'eau.....	15
14-1-2- L'air	15
	15

14-1-3- La température	
14-1-4- La lumière.....	16
14-1-5- Le sol	16
14-1-6- Type de sol	16
14-2- Les facteurs biotiques	16
15- Relation nématodes et d' autre microorganismes du sol.....	17
16- Méthodes de lutte contre <i>Meloidogyne sp</i>	17
16-1- Méthodes physiques	18
16-1-1- Désinfection par la vapeur	18
16-1-2-Solarisation.....	18
16-2- Méthodes culturales	18
16-2-1- Mesures sanitaires.....	19
16-2-2- La rotation.....	19
16-3- Méthodes biologiques.....	19
16-4- Méthodes chimiques.....	19
16-5- Les plantes résistantes.....	21
16-6- Mécanisme de la résistance de la tomate.....	22
16-7- Les limites connues de l'utilisation des variétés résistantes.....	23
16-8- La lutte intégrée	24

Deuxième partie : Expérimentation.

<u>Chapitre 1 : Matériels et Méthodes</u>	25
1- Méthodologie adoptée.....	25
1-1- But du travail	25
1-2- Choix des régions d'études et des cultures.....	25
1-3- Caractères des différentes régions	25
1-3-1- La région de Bordj-el-kiffan.....	25
1-3-2- La région de Staoueli	26
2- Matériel utilisé	26
3- Techniques d'échantillonnage.....	26
3-1- Matériel.....	26
3-2- Méthode.....	27
4- Préparation du milieu de culture.....	27
	27

5- Préparation des boîtes de Pétri.....	
6- Condition d'incubation.....	27
7- Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites.....	28
8- Méthode statistique	28

Chapitre 2 : Résultats et discussions.

1- Importance du questionnaire.....	30
2- Espèces des champignons nématophages prédateur et parasites répertoriés....	30
3- Description des différentes espèces de champignons nématophages	30
4- Classification des champignons nématophages	30
5-Présentation fréquentielle des différentes espèces de champignons nématophages (prédateurs et parasites) dans les différents domaines à différentes profondeurs et différents sols.....	36
6- Etude de la fréquence des champignons nématophages	36
6-1- Sol traité à 10 cm de profondeur	36
6-1-1- Dans la région de staoueli	36
6-1-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan.....	37
6-2- Sol traité à 20 cm de profondeur.....	40
6-2-1- Dans la région de staoueli.....	40
6-2-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan	40
6-3- Sol traité à 30 cm de profondeur	43
6-3-1- Dans la région de staoueli	43
6-3-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan.....	43
6-4- Sol non traité à 10 cm de profondeur.....	46
6-4-1- Dans la région de staoueli.....	46
6-4-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan.....	46
6-5- Sol non traité à 20 cm de profondeur.....	49
6-5-1- Dans la région de staoueli.....	49
6-5-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan	49
6-6- Sol non traité à 30 cm de profondeur.....	52
6-6-1- Dans la région de staoueli	52
6-6-2- Dans la région de Bordj-el-kiffan.....	52
7- Discussion	55
	56

8- Taux de présence des champignons prédateurs et parasites des nématodes.....	
9- Discussion.....	60
Conclusion générale	62
Références bibliographiques	65
Annexe	71

Introduction générale :

Les besoins des ménages algériens en légumes frais sont importants et en nette évolution sur le marché national où l'offre consiste plus de 04 million de tonnes par an, tous produits confondus, soit un ratio de 130 kilogrammes par an et par habitant (kg/an/hab), à titre d'exemple, la production nette de la tomate avoisine 830.000 t/an en 2002, avec un ratio de 27kg/hab/an (Houria, 2004), qui reste un volume de production faible comparativement aux pays voisins (Tunisie, Maroc), en 2004 le rendement actuel est estimé à 15 tonnes/hectare contre 45 à 75 tonnes en Tunisie, 68 tonnes / hectare en Italie et 66 tonnes /hectare en Chine. Les rendements en Algérie restent selon les spécialistes loin de ceux des pays concurrents bien qu'elle dispose d'atouts importants pour le développement de cette filière (Medjahed, 2004).

Malgré l'augmentation des surfaces cultivées chaque année surtout sous serres nous ne disposons pas de données qui permettent le contrôle de certains facteurs limitants qui portent un grave préjudice à ce système de production. Les agriculteurs continuent toujours à utiliser des méthodes traditionnelles et archaïques de production qui ne répondent pas aux normes internationales ce qui permet la pullulation de divers déprédateurs. Parmi ces derniers, les nématodes à galles du genre *Meloidogyne sp* considérés comme l'un des importants problèmes phytosanitaires dans ces conditions.

L'application de méthodes de lutte classiques sans expérimentation préalable s'est soldée par de nombreux échecs, les traitements chimiques anarchiques utilisés contribuent à aggraver la situation.

L'emploi de cultivars résistants se heurte néanmoins à deux inconvénients (ne pouvant pas contrôler toutes les espèces, et certains gènes peuvent être contournés par des individus virulents) (Castagnone, 2002).

Les moyens de lutte biologique susceptibles de remplacer la lutte chimique existent, les études sur les champignons nématophages sont déjà bien avancées (Bouguerra, 1993). En Algérie, Hammache 1994 pour la première fois a donné des résultats préliminaires sur la lutte biologique avec un inventaire des espèces de

champignons prédateurs et parasites, c'est dans cette voie que nous avons voulu orienter notre travail qui touche deux aspects ;

Le premier aspect, concerne l'enquête sur terrain permettant d'avoir une idée sur l'état des serres et l'application des produits chimiques par les agriculteurs dans la région de l'algérois (Staoueli, et Bordj-el-kiffan).

Le deuxième aspect est consacré à l'étude de la microflore utile (champignons parasites et prédateurs des nématodes) avec une évaluation quantitative et qualitative en fonction des trois profondeurs (10 cm, 20 cm, 30 cm) et les types de sols traités par les différents nématicides. Cette étude nous permet de mieux connaître cette diversité du point de vue mycoflore utile en fonction des types de sols, région, etc. Les champignons existents en parfait équilibre permettent de gérer le problème nématologique en limitant les populations des nématodes phytoparasites surtout si nous maîtrisons les facteurs de développement.

Chapitre I : Généralité sur la plante hôte (*Lycopersicum esculentum*).

1- Origine de la Tomate :

La tomate nous vient d'Amérique du sud. Sans doute fut-elle d'abord cultivée au Pérou (on l'appelait autrefois « Pomme du Pérou ») puis au Mexique où les indigènes lui donnèrent le nom de « Tomalt » ou « Tomalti » dérivé d'un mot aztèque « Zitomate ».

On trouve encore actuellement à l'état sauvage, au Pérou aux Antilles et au Texas, la « Tomate cerise » d'où dérivent probablement par améliorations culturales et hybridations successives, les nombreuses variétés que nous connaissons aujourd'hui

2- La tomate :

La tomate *Lycopersicum esculentum* ou *Solanum lycopersicum*, est une plante herbacée de la famille des Solanacées comme la pomme de terre. Elle est aussi parente de l'aubergine, des piments et du poivrons.

C'est une plante ramifiée à tige sarmenteuse, se soutenant difficilement sans l'aide de supports artificiels. Le système racinaire est très important avec enracinement profond.

La tige et les feuilles sont charnues et velues. Les tiges sont grosses, presque ligneuses, renflées aux nœuds et recouvertes d'une écorce verte, rude au toucher.

Les feuilles sont composées, à folioles ovales, un peu dentées sur les bords, grisâtres à la face inférieure, souvent repliées en forme de cuillère ou même à bords roulés en dessus.

Les fleurs axillaires, de couleur jaunâtre, auxquelles succèdent des fruits, sortes de grosses baies charnues, de formes et de couleurs variables, sont sujettes à la coulure (non fécondation) pour les raisons suivantes :

- Nutrition déficiente de l'ovaire.
- Température défavorable.
- Maladies.
- Insectes.

La nouaison (développement de l'ovaire après fécondation) et la formation de fruits dépendent :

- D'un déséquilibre convenable entre l'azote et les sels minéraux.
- De la durée de l'ensoleillement.
- De la température.

Les fruits sont des baies au placenta très développé. Ils sont généralement rouges, il existe cependant des variétés jaunes, violacées et même blanches.

3- Climat :

D'origine tropicale, la tomate exige beaucoup de chaleur. Elle ne supporte pas les gelées printanières (détruite à -2°C), mais elle résiste à la sécheresse, elle craint l'excès d'humidité.

4- Température optimale :

- Moyenne nuit : $+14^{\circ}\text{C}$.
- Moyenne jour : $+23^{\circ}\text{C}/24^{\circ}\text{C}$.

5- Type de sol :

La tomate s'adapte facilement à tous les sols, des terrains alluvions ou terres argileuses les plus lourdes, mais préfère les sols légers, perméables, légèrement acides et riches en humus (la tomate est avide d'azote, de potasse et d'acide phosphorique). Le terrain doit être profondément ameubli et bien drainé.

6- Plantations :

Trois étapes :

Un semis sous châssis, après 5 à 6 jours on obtint une levée, on fait un repiquage sur couche, puis plantation définitive manuelle ou à la houlette, ou une plantation mécanique

7- Récolte :

La récolte s'étale du 70eme jour à plus de 160 jours après le semis. Cueillette à la main en coupant le pédoncule ou en faisant tourner le fruit sur lui-même et cueillette mécanique.

8 Rendement :

Les rendements sont très variables suivant les terrains et les variétés. On peut l'évaluer entre 40 et 80 tonnes par hectare (pour les tomates de saison). Ces dernières et avec l'amélioration génétique, les rendements peuvent atteindre 200 tonnes par hectare voir même 400 tonnes. (Menthery 2000).

Chapitre II : Généralités sur les nématodes à galles du genre *Meloidogyne* sp.

Les nématodes constituent l'une des cinq classes (la plus importante) du phylum zoologique des némathelminthes. Ceux sont des vers généralement cylindriques et allongés, à symétrie bilatérale et enfermés dans une cuticule assez résistante, quelquefois ornementée ou annelée, cette annelation est uniquement superficielle, car l'animal n'a pas de segment interne. Ils n'ont ni système respiratoire, ni système circulatoire, n'ont pas de cils...etc.; et pourtant ils sont vivants, peuvent se déplacer d'une plante à une autre, provoquant de graves dégâts sur les cultures, vermicelles minuscules (0.1 à 0.5 mm de longs en général) dont l'activité est liée à la présence d'humidité (Lorrain, 1998).

La systématique et la définition des groupes de nématodes se basent sur des critères anatomiques dont certains sont bien souvent impossible à discerner, la grande majorité des nématodes phytoparasites appartient à l'ordre des *Tylenchida*. Le genre *Meloidogyne* est le plus anciennement connu des agriculteurs à cause des déformations qu'il provoque aux racines des cultures.

Il a été découvert pour la première fois en Algérie par Delasus en 1928 sur cultures maraîchères (Deguiran, 1970). Ce genre est rencontré en zone intertropicale dans les régions tempérées, ainsi qu'en Europe, en effet il présente une large répartition géographique (Ritter, 1971).

Selon Deguiran (1983) le genre *Meloidogyne* présente une gamme d'hôtes, Scotto lamassesse (1986) on recense 2400 espèces végétales. Une quarantaine d'espèces appartenant à ce genre sont connues, dont les quatre espèces les plus répondues sont *M.arenaria* ; *M.incognita*, *M.javanica*, *M.hapla*. Cette dernière étant adaptée à des climats plus froids. Une espèce particulière *M.naasi*, a une gamme d'hôte plus étroite et attaque en particulier les céréales. (Ritter, 1971).

1- Systématique :

La systématique des *Meloidogyne* que nous avons adopté est celle décrite par Reddy (1983).

Embranchement	: <i>Nematoda</i>
Classe	: <i>Secernentea</i>
Ordre	: <i>Tylenchida</i>
Super famille	: <i>Heteroderoidae</i>
Famille	: <i>Meloidogynidae</i>
S/famille	: <i>Meloidogyninae</i>
Genre	: <i>Meloidogyne</i>

2- Morphologie :

Les nématodes sont des vers à symétrie bilatérale, à corps cylindrique et le plus souvent ont l'aspect filiforme. (Bachelier, 1978). (Fig. n° 1).

3- L'appareil digestif :

L'appareil digestif occupe la plus grande partie qui s'étend de la bouche à l'anus et comprend ; le stylet, bulbe médian, l'œsophage et enfin l'intestin.

- a) Le stylet : constitue l'armature de la bouche, c'est le caractère typique de tous les nématodes phytophages, il est creux et fonctionne comme une canule.
- b) Le bulbe médian : comprend une valve sur laquelle s'insèrent les fibres musculaires. La valve fonctionne comme une pompe aspirant les aliments à travers le stylet et les refoule dans l'intestin (Taylor, 1968).
- c) L'œsophage : est constitué par un tube mince qui part de l'extrémité postérieure du stylet, prend naissance au conduit œsophagien qui aboutit au bulbe médian (Taylor, 1968). Il contient trois glandes digestives, une dorsale et deux sub-ventrales pourvue chacune d'un nucléide (Taylor, 1968).
- d) L'intestin se présente comme un tube creux tapissé d'une seule assise cellulaire. Il sert d'organe de réserve, il se rétrécit en un rectum qui aboutit à l'anus (Bird, 1971).

4- L'appareil excréteur :

L'appareil excréteur est une structure unicellulaire constitué par un tube qui se termine par un pore dont la localisation varie selon les espèces. Mais il peut exister deux systèmes excréteurs ou absence totale (Bachelier, 1978).

5- L'appareil reproducteur :

L'appareil reproducteur chez la femelle comprend un ou deux ovaires et des organes annexes où se forment les œufs. Si il y'a un seul ovaire, la vulve se trouvera dans le quart postérieur du corps, s'il y'a deux, la vulve se situera vers le milieu du corps.

L'appareil reproducteur mâle comprend un ou deux testicules avec des organes accessoires, deux spicules et un gubernaculum. Quelques espèces présentent une bursa caudale (Zucherman, 1971). La reproduction des nématodes phytophages se fait selon deux modes : bisexués ou parthénogénétique (Vangundy, 1958).

6- Le système nerveux :

Les nématodes phytoparasites ont un système nerveux très complexe et très peu visible (Taylor, 1968). Il se compose d'un anneau ganglionnaire périoesophagien d'où partent des nerfs antérieurs et huit troncs nerveux postérieurs (Bachelier, 1978). L'anneau nerveux entoure l'œsophage immédiatement en arrière du bulbe médian (Taylor, 1968).

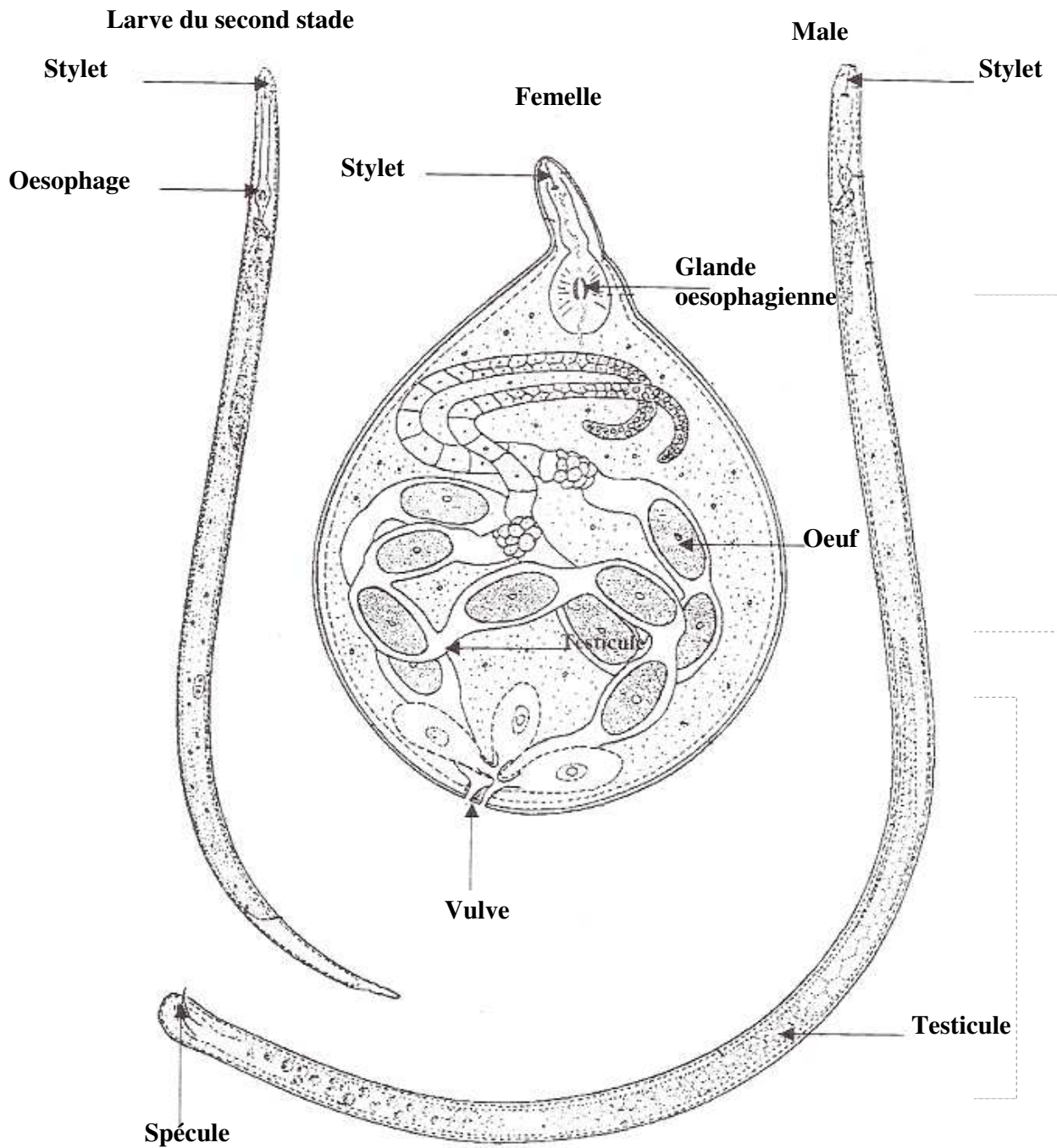


Figure n° 01 : Morphologie et anatomie des *Meloidogyne*.

(Eiensenback,1985)

7- Biologie et cycle de vie :

A sa sortie de l'œuf, la larve (L2) se déplace dans le film d'eau qui recouvre les particules de terre et se dirige vers les jeunes racines. Elle perce la paroi des cellules à l'aide de son stylet, pénètre dans la racine, se dirige vers les vaisseaux conducteurs et induit la formation de cellules géantes nécessaire à sa croissance. Il en résulte l'apparition d'une galle caractéristique qui l'enveloppe bientôt complètement et obstrue les vaisseaux conducteurs de sève. Après plusieurs mues, la larve se transforme en mâle ou femelle. Le mâle est libéré à l'extérieur de la racine. La femelle immobile reste dans les tissus et pond 1000 à 2000 œufs englobés dans une gangue gélatineuse qui les maintient rassemblés. Ces masses d'œufs font saillie à la surface des jeunes racines (Lebrun, 1998). (Fig.2).

8- Nutrition :

Les nématodes se nourrissent selon un processus bien précis : grâce à leur stylet protractile (stylet projeté en avant), ils percent la paroi de la cellule, injectent de la salive qui pré-digère le cytoplasme et ingère l'ensemble du contenu cellulaire. Les nématodes vident ainsi, de poche en poche les cellules internes.

Les larves du deuxième stade se faufilent entre les cellules des parenchymes corticaux pour se fixer au niveau des faisceaux libéro-ligneux, en passant par les différents stades larvaires, les femelles sont immobilisées, la cellule nourricière dans ces cas précis n'est pas vidée, mais au contraire, assure par transformation et la nutrition normale du nématode (Bourgeois, 1998).

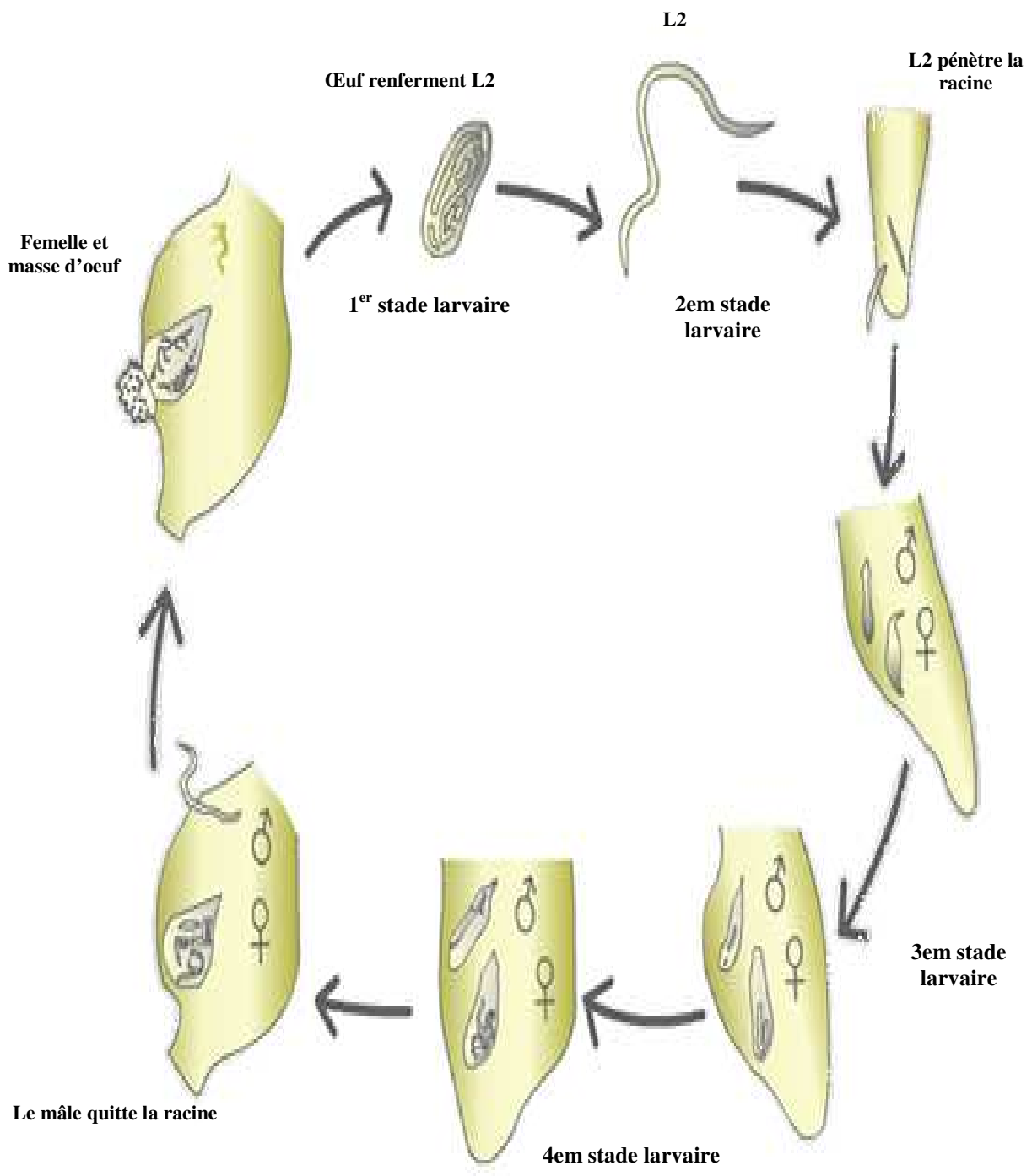


Figure n° 02 : Cycle biologique de *Meloidogyne* sp.

(Holtzman, 1965)

9- Mode de parasitisme :

On distingue selon le mode de parasitisme :

- a) Les endoparasites : Les nématodes après destruction de cellules externes, pénètrent peu à peu dans les tissus de la plante. (Genres: *Globodera*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*). (Parmi les endoparasites, on distingue les phytoparasites migrants qui ont une vie libre dans la plante: *Ditylenchus*, *Pratylenchus* et les sédentaires qui, après une courte migration à l'intérieure de la plante, vont se fixer: famille: *Heteroderinae* et *Meloidogynae*).
- b) Les ectoparasites : Les nématodes se nourrissent sur des cellules externes (radicelles). (Genre : *Pratylenchus*, *Tylenchorhynchus*).
- c) Les semi-endoparasites : Les nématodes se fixent sur des radicelles ou racines tout en conservant une partie de leur corps à l'extérieur. (Genre : *Rotylenchus*, *Tylenchulus*) (Maggenti, 1983).

10- Symptomatologie :

Les *Meloidogyne* provoquent sur les racines des plantes qu'ils parasitent, la formation de galles, renflements caractéristiques facilement reconnaissables laissant apparaître lorsqu'on les ouvre, de petites sphérules blanchâtres d'un millimètre de diamètre environ, qui représente les femelles avec leurs masses d'œufs gélatineuses accolées à la surface des racines. La forme, la taille et l'aspect des galles varient avec leur âge, leur nombre, la plante-hôte et l'espèce de *Meloidogyne*.

La réduction du système racinaire et les troubles du métabolisme, consécutifs à la présence du parasite ont pour effet une diminution :

- a) De l'alimentation minérale de la plante se manifestant par un aspect chétif, une croissance ralentie, un feuillage réduit et chlorotique, une floraison et une fructification diminuées.
- b) De l'alimentation hydrique prédisposant la plante à souffrir d'avantage de la sécheresse (Appert et Dense, 1982). (Fig n°3).

11- Dégâts de *Meloidogyne sp*:

Les dégâts se manifestent surtout par une baisse des rendements et sont fonction, en premier lieu, de l'abondance de la population de *Meloidogyne* pour une masse végétale donnée, puis par une dépréciation de la production consécutive à l'apparence anormale, à la petite taille et au mauvais goût de l'organe récolté (Appert et Deuse, 1982). Les dommages peuvent se trouver accentués par la coexistence d'organismes pathogènes principalement des champignons et des bactéries qui peuvent avoir avec les nématodes des relations de synergie parasites. Le genre *Meloidogyne* est l'un des plus dangereux pour les plantes cultivées en raison de l'extrême polyphagie des espèces, de leur vitesse de multiplication et de la gravité des répercussions de leur action sur le végétal.

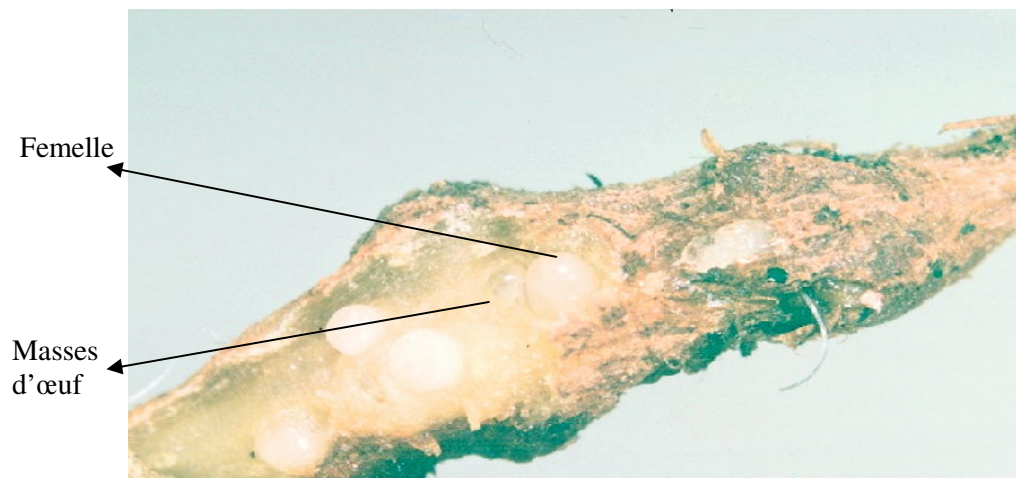


Photo n° 01 : Femelles et masses œufs de *Meloidogyne* sp.



Photo n° 02 : Galles de *Meloidogyne* sp.

Figure n° 03 : Symptômes causés par *Meloidogyne* sp.

(Tietz, 2001)

12- Distribution géographique des *Meloidogyne* :

Les *Meloidogyne* se retrouvent dans presque toutes les régions du monde aussi bien sur les cultures maraîchères, l'arboriculture fruitières que sur les plantes spontanées (Lamberti, 1979) a signalé sur les sept espèces de *Meloidogyne* rencontrées dans les régions à climat méditerranéen et subtropicale, que quatre espèces sont considérées redoutables de nombreuses cultures, ceux sont *Meloidogyne arenaria*, *M. javanica*, *M. inoignita* et *M. hapla*.

Appert et Deuse (1982) disent que les *Meloidogyne* sont très répandus dans toutes les régions intertropicales et tempérées chaudes.

13- Seuil de nuisibilité :

Les serres fortement infestées correspondent à un indice de galles moyen de 1 à 5, 2 à 5, et 3 à 5 respectivement pour le piment et poivron, la tomate, et les curcubitacées (B'chir, 1983).

D'après Belhadj, (1985), la détermination du degré d'infestation ne peut se faire en étudiant l'inoculum apparent dans le sol. Le précédent cultural joue un rôle primordial sur l'expression de cette infestation en induisant une diapause plus au moins importante. L'évolution dans le temps montre que le melon en tant que précédent cultural entraîne une faible diapause limitée à la couche superficielle du sol et par conséquent contribue à une évolution rapide des *Meloidogyne*.

14- Les facteurs influents sur le développement des *Meloidogyne sp* :

14-1- Les facteurs abiotiques :

14-1-1- L'eau :

La variation de la teneur en eau du sol a une répercussion considérable sur la nématofaune (Cayrol, 1971).

14-1-2- L'air :

La teneur d'un sol en carbone et en oxygène a une influence considérable sur les nématodes (Cayrol, 1971). La privation d'oxygène, bloque en premier lieu les larves

du premier stade, si elle se prolonge, elle augmentera le nombre d'œufs considérés comme une diapause (Deguiran, 1979).

14-1-3- La température :

Elle est l'une des principaux facteurs agissant sur le développement des espèces du genre *Meloidogyne*. Cayrol (1971), l'influence de la température sur les nématodes peut s'envisager sous cinq aspects différents :

- a) Basses températures non létales inhibant seulement le développement,
- b) Températures optimales,
- c) Hautes températures non létales inhibant seulement le développement,
- d) Basses températures létales,
- e) Hautes températures létales.

D'après Enneli et Toros (1996), l'étude faite sur le nombre moyen d'œufs pondus par *Meloidogyne javanica* (de 150 à 516) subi à de différentes températures (10, 15, 20, 25, 30, 35°C), les résultats montrent que le maximum d'œufs éclos se trouve à 25°C après 9 jours.

14-1-4- La luminosité :

D'après Barker et al (1975), l'étude faite sur la tomate en serre montre que l'accroissement de la période de lumière a augmenté les populations de *Meloidogyne incognita* ce qui implique que l'utilisation de la lumière artificielle peut aggraver le problème des nématodes.

14-1-5- Le sol :

Les nématodes se trouvent en abondance dans tous les sols arables surtout dans les horizons superficiels, mais certaines espèces se rencontrent jusqu'à une profondeur de deux mètres (Ritter, 1985).

14-1-6- Type de sol :

Reddy (1983), signale que les *Meloidogyne* se développent beaucoup mieux dans les sols sableux, car d'après Brown et Swan (1974), montrent que les sols compacts limitent leur développement par manque d'aération.

Une récente étude faite par Zhao et al (2000), sur 5 types de sols différents limoneux, sableux, argileux, limoneux-sableux, et argileux-limoneux et sur chaque type de sol inoculé (de 2000 à 2500 L₂), ont remarqué que le taux de développement des nématodes est plus élevé dans les types de sol : limoneux, sableux et limoneux-sableux.

14-2- Facteurs biotiques :

Matières organiques :

La matière organique dans le sol permet la réduction des nématodes lors de sa décomposition, elle libère certains produits toxiques tels que l'acide butyrique (Jones, 1982).

D'après Mohammad et Abdoul, (2000), l'amendement organique stimule l'activité des micro-organismes du sol qui sont des antagonistes des nématodes parasites des plantes. La décomposition de la matière organique et son accumulation dans le sol peut être un nématicide car ce produit est principalement biologique peut provenir des friches, déchets agricoles. Il peut donc améliorer le contrôle des nématodes parasites des plantes et la fertilisation du sol et ils le proposent comme un plan égal avec d'autres méthodes (alterner avec les plantes résistantes, les parasites ; champignons, bactéries, lutte biologique...).

15- Relation nématodes et d'autres micro-organismes du sol :

Les *Meloidogyne* comme d'autres nématodes sont responsables de la transmission de certaines mycoses, bactérioses et viroses soit parce qu'ils manifestent une synergie avec certains agents phytopathogènes soit parce qu'ils sont les vecteurs (Bonnell et Pouhair, 1988).

Les nématodes grâce à leurs stylets perforent la paroi de la cellule, injectent de la salive, qui pré-digère le cytoplasme, ensuite ils ingèrent l'ensemble du contenu cellulaire. C'est à cette occasion que les particules virales sont absorbées lors d'une prise alimentaire sur une plante contaminée. Ces particules virales sont conservées dans le stylet ou au niveau de l'œsophage du nématode. Ultérieurement lors d'une prise alimentaire sur une plante saine, elles sont entraînées par la salive infectée et investissent ensuite progressivement la nouvelle plante. (Lorrain, 1998).

16- Méthodes de lutte contre les *Meloidogyne sp* :

D'après Foury (1995), les moyens de lutte ont pour objectif soit d'agir directement sur les parasites et les ennemis présents dans le sol, soit de ralentir la réinfestation, ou d'intervenir sur la plante hôte. Les méthodes proposées doivent :

- a) Détruire les ennemis au moins sur une profondeur de sol allant au-delà de la plus forte densité racinaire (profondeur variable avec l'espèce cultivée et le sol).
- b) Retarder la réinfestation.
- c) Ne pas nuire aux organismes utiles.
- d) Ne pas présenter d'effets résiduels nocifs à la culture.
- e) Être fiable d'application facile et de coût modéré.

16-1- Méthodes physiques :

16-1-1- Désinfection par la vapeur :

La désinfection de la terre se fait par le traitement à la vapeur à 120°C. (Bonnemaison, 1961). Mais cette méthode présente des limites et des inconvénients :

- a) Efficacité insuffisante voire échec dus à des causes variables ; la profondeur de désinfection est insuffisante
- b) Destruction d'antagonistes permettant une réinfestation rapide
- c) Effets secondaires néfastes dus à la remontée du pH et de la salinité
- d) Divers déséquilibres de la microflore
- e) Mise en œuvre pas toujours facile
- f) Coût élevé (Foury 1995).

16-1-2- Solarisation :

La solarisation est une méthode douce pour le biotope, plus au moins discriminante selon le temps d'action, facile à mettre en œuvre et peu coûteuse, mais parfois insuffisamment efficace, car elle nécessite un climat très ensoleillé. (Foury,1995).

16-2- Méthodes culturales :

16-2-1- Mesures sanitaires :

On doit éviter le transport du sol avec les outils, les bottes, etc. afin de ne pas répandre les nématodes. (Duvan, 1991).

16-2-2- La rotation :

Duvan (1991), la rotation a souvent été conseillée comme moyen de réduire les populations de nématodes. Pour les cultures de tomate en champs, une rotation avec les céréales ou autres graminées, et les cultures en serre, une rotation avec des fèves serait appropriée contre les nématodes. L'utilisation des plantes nématicides en rotation avec des cultures donne de bons résultats. Lung et *al* (1997) ont utilisé la tagette comme plante nématicide, ils ont remarqué que la tagette réduisait la densité de population des nématodes de 95% après une période de culture de deux (02) mois.

16-3- Méthodes biologiques :

Même si les nématodes phytoparasites, y compris leur œufs, sont extrêmement bien protégés grâce à leur épaisse cuticule, ils sont dans des conditions naturelles, attaqués par beaucoup d'organismes ou de microorganismes du sol (Jatala, 1985). Certains de ces derniers sont prédateurs, d'autres sont parasites des nématodes.

Ce sont ces organismes, principalement des champignons et des bactéries, qui peuvent être utilisés en lutte biologique contre les nématodes (Brown et *al*, 1985).

D'après Caporalini et Mattei (1998), la lutte biologique contre les nématodes emploie des microorganismes en se basant sur un principe simple : « aider la nature ».

Un large nombre de champignons piègent les nématodes constamment associés dans la rhizosphère, mais les plus importants sont inclus dans le genre : *Paecilomyces*, *Verticillium*, *Hirsutella*, *Nematophthora*, *Arthrobotrys*, *Drechmeria*, *Fusarium* et *Monacrosporium* (Siddiqui et Mahmood, 1996).

JACOBS (1997), étudie le comportement et la rapidité de piégeage de plusieurs espèces de champignons : *Arthrobotrys superba*, *A.dactyloides*, *Dactylaria candida*, *Hohenbuehelia petalodes* et *Paecilomyces lilacinus* envers *Meloidogyne sp* sur culture de tomate les résultats montrent que *A.superba* est le plus rapide a piègé les L₂ des *Meloidogyne sp*, suivis par *A. dactyloides*, *D. cadida*, et *H. petalodes* semble indifférente et *P. lilacinus* infeste seulement les œufs de *Meloïdogyne sp* ; il pense que *A. superba* et le seul champignon in vivo qui réduit le nombre de galles sur les racines de tomate sans endommager la plante.

Amin (2000), examine sous serre, l'efficacité d'*Arthrobotrys oligospora* et *Hirsutella rhossiliensis*, *Paecilomyces lilacinus* et *Poesteuria penetrens* vis à vis de *Meloidogyne incognita* sur la culture de tomate (variété Balca), chaque plant est inoculé par 2000L₂, les résultats observés sur le nombre de galles, les stades immatures, le nombre de femelle et les masses d'œufs pondus montrent une réduction significative dans les différents traitements, mais *A.oligospora* est le plus efficace contre *Meloidogyne incognita*. Les pourcentages de la réduction des galles et le nombre de femelles est de 66,6% et 72,0% respectivement après 10 semaines d'application comparé aux autres traitements.

Khan et Goswami (2000), étudient les différentes doses de *Paecilomyces lilacinus* sur les ravageurs de la tomate (variété Pusa Ruby) *Meloidogyne incognita*, l'étude est faite sous serres, 20 jours après le semis les plants de tomate sont transplantés dans des pots contenant différents doses de *P. lilacinus*; (2,4,6,8 et 10g/kg de sol) et 2000L₂ / kg de sol et les pots témoins ne contenant que les larves (L₂). L'observation est enregistrée 60 jours après. Les résultats montrent que la hauteur des plants et la longueur des racines augmentent avec l'augmentation de la dose de *P. lilacinus*, même observation sur l'indice de galle et les masses d'œufs, le pourcentage d'œufs infestés est de 30,4% à 2g de *P. lilacinus* et il décroît avec l'accroissement des doses, comparés aux plants témoins. Ils préconisent que la dose

optimale pour la suppression des *Meloidogyne incognita* par *P. lilacinus* est de 8g/kg de sol.

Saunkaranarayanan et al (2000), ont montré que le *Verticillium chlamydosporium* permet de réprimer les galles, les masses d'œufs et la population de nématode, le degré de suppression des nématodes varie selon la dose d'application respectivement. *V.chlamydosporium* appliqué à 10g et 5g donne le pourcentage de parasitisme des œufs de 70% et 89,3% et les masses d'œufs sont de 63 et 69% respectivement.

16-4- Lutte chimique :

Elle est essentiellement assurée par traitements du sol avec des fumigants (ou des précurseurs de fumigants), des produits organophosphorés et des carbamates très proches des insecticides.

Les premiers (dibromoéthane, dichloropropène, dazomet, métam sodium, etc..) tuent les nématodes en se volatilisant dans le sol. Très coûteux, d'un emploi avant culture difficile.

Les seconds (alidicarbe, carbofuran, oxamyl, etc.) moins coûteux et plus faciles d'emploi, inhibent la pénétration des nématodes dans les plantes hôtes. Ces produits sont surtout efficaces sur les nématodes en présence de leur plantes hôtes. En France, leur utilisation comme nématicides reste très limitée parce qu'ils sont toxiques (alidicarbe) ou trop coûteux. Ils servent surtout à protéger les pépinières, les cultures florales et ornementales. La plupart sont utilisés en tant qu'insecticides à des doses trop faibles pour que l'effet nématicides soit réel (Dalmaso et Missonnier, 1986).

Badaoui et Abu-gharbieh (2000), leurs expériences, faite en Jordanie en plein champ et sous serres, sur l'impact des non-fumigants (Furadon 10% G [Carbofuran], Mocap 20% L [Ethoprophos], et Vydate 20%L [Oxamyl]) comparés aux fumigants Méthyle de bromure (MeBr) contre les *M. javanica* sur tomate (GS12) montrent d'après les résultats obtenus que Méthyle de bromure (MeBr) est le produit chimique le plus efficace contre ces nématodes puisqu'il a réduit un paramètre global (stade larvaire (L2/100g de sol), indice de galles et masse d'œufs) de 75,5% et l'augmentation de l'indice de vigueur et de poids des fruits de 86%, suivit par Furadon

par contre Vydate fut le moins efficace, d'autre part, des essais faits (sous serres) mais avec des doses plus élevées en Vydate ont montré une grande efficacité ; mais les doses utilisées sont phytotoxiques. De même Lambert et *al* (2000) leurs essais sur cantaloup et le tabac contre les *M.incognita* par les fumigants 1,3 dichloropropane (1,3 – D97) ont montré des résultats très significatifs ou la réduction de l'indice de galle et l'accroissement du rendement.

Les nématicides ne détruisent jamais tous les nématodes présents dans le sol. Les survivants envahissent les plantes et s'y développent dans d'excellentes conditions, sans toutefois provoquer de dommages étant donné leur faible nombre et l'époque tardive de leurs pullulations. L'emploi des produits chimiques se traduit donc :

- a) Par une forte augmentation de la récolte, par rapport à celle que l'on aurait obtenue sans traitement ;
- b) Par une re-contamination du sol après culture souvent plus importante que celle qui aurait été observée en l'absence de traitement.

Aussi est il nécessaire de traiter à nouveau quand on refait la même culture ; cela est coûteux et non sans risques pour la santé et l'environnement. Ainsi les possibilités d'utilisation des nématicides, déjà limitées, risquent de l'être encore plus (Dalmaso et Missonnier, 1986). Bernard (2002) explique que « malgré une désinfection totale des sols tous les 4ans au bromure de méthyle, nous n'avons pas réussi à nous en débarrasser. Les nématodes survivent en profondeur puis remontent ».

16-5- Les plantes résistantes :

Longtemps basée sur l'utilisation de nématicides, la lutte contre *Meloidogyne* s'oriente aujourd'hui vers la mise en cultures de variétés résistantes qui réduisent les populations sous leur seuil de nuisibilité (Castagnone, 2002). A l'heure actuelle de lutte de la plus satisfaisante contre les nématodes du genre *Meloidogyne*, que ce soit en termes d'efficacité économique ou du respect de l'environnement (Castagnone, 1999, Neveu et *al*, 2001).

Les variétés de tomate résistantes aux nématodes à galles actuellement disponibles au plan commercial sont toutes porteuses du gène dénommé « Mi » qui contrôle les trois espèces majeures *M. arenaria* ; *M. incognita* ; *M. javanica*. (Castagnone, 1999, Berkaloﬀ, 2003)

16-6- Mécanisme de la résistance de la tomate :

On dit qu'une plante est résistante à un nématode lorsque la prolifération du nématode à l'intérieur de la plante est réduite. La résistance peut être spécifique (dirigée contre des pathotypes spécifiques) ou non spécifique (eﬃcace contre plusieurs espèces de nématodes), elle se manifeste par une nécrose localisée des cellules de la plante-hôte au niveau de l'infection. Les premiers signes de cette nécrose apparaissent environ 12 heures après l'inoculation des racines avec des nématodes, ce qui suggère que la réaction d'hypersensibilité aurait lieu en réponse à une tentative d'initiation de cellule géante par le nématode. Des expériences ont montré que la résistance n'apparaît que pour les températures inférieures à une valeur-seuil. Dans d'autres cas le gène H1 conférant une résistance à *Globodera rostochiensis* chez la pomme de terre, le phénomène de résistance se manifeste à un moment plus tardif de l'infection, alors que le développement des cellules nourricières a déjà commencé ; le site nourricier s'entoure alors de zones de nécrose et ﬁnit par dégénérer (Berkaloﬀ, 2003).

16-7- Les limites connues de l'utilisation des variétés résistantes :

L'emploi de cultivars résistants se heurte néanmoins à des inconvénients, qui constituent à l'heure actuelle les limites de cette stratégie de lutte.

- a) Tout d'abord, les gènes de résistance utilisés chez une espèce végétale ne contrôlent généralement pas toutes les espèces ou populations du parasite, ce qui implique une parfaite identiﬁcation des pathotypes présents avant la mise en culture de telle ou telle variété résistante.
- b) D'autre part, certains de ces gènes peuvent être contournés par des individus virulents, c'est à dire capable de se multiplier sur des plantes résistantes (Neveu *et al* 2001, Castagnone, 2002).

- c) La température est un phénomène connu depuis longtemps, elle est un facteur limitant du gène « Mi », les températures qui avoisinent ou dépassent les 28°-30°c inactivent ce gène, il convient de préciser que cette température doit être effective dans le sol. (Castagnone, 1999).

16-8- La lutte intégrée :

Encourage le respect de l'utilisateur, de la santé et de l'environnement tout en assurant une saine rentabilité. Son principe fondamental est que les pesticides doivent être utilisés quand et là où c'est justifiable et nécessaire. C'est pourquoi elle allie diverses techniques (mécaniques, physiques, culturales, biologiques, etc.) en complément ou en remplacement des pesticides.

La lutte intégrée suppose une approche en six étapes :

1. identifier et connaître les alliés et les ennemis des cultures
2. apprécier le contexte : régulièrement dépister (c'est-à-dire chercher systématiquement la présence d'ennemis des cultures) et évaluer la situation globale (conditions environnementales, abondance des organismes nuisibles et utiles, état de santé des plantes et stade de leur développement)
3. utiliser des seuils d'intervention (c'est-à-dire maintenir les dégâts causés par les organismes nuisibles en dessous d'un niveau de nuisance économiquement acceptable, tout en favorisant leurs adversaires naturels).
4. adapter l'écosystème en le rendant à la fois favorable aux organismes utiles mais non attrayant pour les organismes nuisibles.
5. combiner les méthodes de lutte (préventives ou curatives) dans un système intégré de défense des cultures.
6. évaluer les actions mises en œuvre quant à leur adaptation, à leurs conséquences et à leur efficacité. (Fritsch, 2001).

Chapitre I : Matériels et méthodes.

1- Méthodologie adoptée :

1-1- But du travail :

Pour cette étude nous avons décidé de travailler sur les régions de l'algérois (Staouali et Bordj-el-kiffan), ces dernières sont à haut risque d'infestation par les nématodes à galles. Notre travail comprend deux volets essentiels :

Dans le premier volet, nous avons essayé de faire une prospection des différentes EAC (exploitations agricoles collectives) visités afin de faire un constat sur l'état des serres, les cultures précédentes, les variétés utilisées et les produits chimiques appliqués. Cela en choisissant un questionnaire approprié.

Pour ce qui est du deuxième volet, nous essayons d'inventorier les champignons prédateurs et parasites de nématodes (*Meloidogyne sp*), présents dans le sol sur trois profondeurs différentes (10cm, 20cm, et 30cm) et sur deux types de sols ; avec des sols frais à l'intérieur des serres donc ayant subit des traitements nématicides et des sols à l'extérieur des serres qui n'ont pas été traités par les produits chimiques. La différence de profondeurs et les types de sol nous permettent d'estimer la présence, la fréquence et le comportement des champignons nématophages (parasites et prédateurs) des nématodes dans le sol.

1-2- Choix des régions d'études et des cultures :

Sur la base de l'importance des cultures maraîchères et plus précisément la culture de la tomate qui occupe une place très importante en Algérie, nous avons choisi deux régions de l'algérois ; la région de Staoueli et la région de Bordj El Kiffan. Pour chaque région nous avons prospecté plusieurs exploitations agricoles collectives (EAC) situées dans cinq domaines.

1-3- Caractères des différentes régions :

1-3-1- La région de Bordj El Kiffan :

C'est une région à vocation cultures maraîchères avec un apport de fumier de

ferme assez considérable vu les cultures utilisées (tomate, concombre, pomme de terre et autres ...). Considérées comme cultures à haute valeur ajoutée, cette région se caractérise par un sol sablo argileux et limoneux-sableux riche en matière organique. C'est une région qui présente une grande infestation par *Meloidogyne sp*) (quezel et santa, 1963).

1-3-2- La région de Staoueli :

C'est une région à vocation cultures maraîchères avec un apport de fumier de ferme assez considérable vu les cultures utilisées (tomate, concombre, pomme de terre et autres).considérées comme cultures à haute valeur ajoutée, cette région se caractérise par un sol sablo-argileux et limoneux sableux riche en matière organique. C'est une région qui présente une grande infestation par *Meloidogyne sp* (quezel et santa, 1963).

2- Matériels utilisés :

Questionnaire :

Le questionnaire utilisé est un prospectus qui nous permet d'avoir des informations sur le domaine visité portant le nom du domaine, le nombre de serres, le type de sol, les cultures précédentes et sur place, les variétés utilisées et les produits chimiques appliqués, etc. (annexe).

3- Technique d'échantillonnage :

3-1- Matériel :

- Une tarière.
- Des sachets en plastiques.
- Des étiquettes.
- Marqueurs.
- Règles graduées.
- Loupe binoculaire.
- Boites de Pétri.
- Autoclave.
- Incubateur.

- Balance.
- Microscope.
- Clés de détermination.

3-2- Méthode :

La méthode de travail consiste à prélever aléatoirement des échantillons de sols à l'intérieur et à l'extérieur des serres à des profondeurs différentes (10cm, 20cm, et 30cm) à l'aide d'une tarière. Les échantillons de sols sont ensuite mis dans des sacs en plastiques munis d'une étiquette indiquant le domaine, la profondeur et le type de sol et toutes les mentions utiles.

4- Préparation du milieu de culture :

Le milieu de culture est préparé par la dilution de 17grs d'agar agar dans un litre d'eau distillée dans une fiole que nous agitons avant de mettre dans l'autoclave à une température de 120°C pendant 20 minutes.

5- Préparation des boîtes de Pétri :

Pour chaque domaine nous faisons huit répétitions à chaque profondeur (10 cm ; 20cm ; 30cm.) et à chaque type de sol (sol traité et non traité), et chaque boîte est datée, numérotée et nommée.

Une fois la gélose prête, nous l'incorporons dans des boîtes de Pétri d'une épaisseur de 02 à 03 mm, après refroidissement nous incorporons le sol, puis nous inversons les boîtes de Pétri pour éviter l'accumulation d'eau sur le couvercle.

6- Conditions d'incubation :

Une fois le sol mis dans les boîtes de Pétri, ses dernières seront mises dans un incubateur à 20°C qui est une température favorable au développement des champignons nématophages. Après une dizaine de jour nous pouvons observer sous loupe binoculaire et au microscope optique les champignons nématophages et parasites développés

7- Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites :

Pour la Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites nous nous sommes référés aux clefs de détermination faites par Cooke et Godfrey 1964, Barron 1968, Buyck 1986, Philip 2001, (annexe) qui est basée sur :

- Les spores.
- Les réseaux mycéliens.
- Les anneaux constricteurs et non constricteurs.
- Les conidiophores.
- Les boutons adhésifs.
- Les conidies.
- Les mycéliums perforants.
- Les chlamydo-spores.

8- Méthode statistique :

Dans notre travail, nous avons effectué des calculs statistiques afin de comparer les différents champignons nématophages et de déterminer le niveau de signification des éventuelles différences entre eux dans un même domaine et entre les différents domaines en fonction des différentes profondeurs et différents types de sol.

Dans ce but, nous avons effectué les analyses statistiques suivantes (application du test de Fisher « F »

- Analyse de la variance sur les différents champignons nématophages dans un sol traité à 10 cm, 20 cm et 30 cm de profondeur. La même chose est faite pour le sol témoin.
- Analyse de variance sur les différents champignons nématophages entre le sol traité et le témoin à 10 cm, 20 cm et 30 cm de profondeur.

Les résultats des analyses de variance se présentent comme suit :

- Somme des carrés des écarts totales = $(\sum x_i^2 - \sum x_i)^2 / N$ avec $N-1 = \text{ddl} \iff (1)$

- Somme des carrés des écarts entre groupes =
 $\sum(\sum x_i)^2 / n - (\sum x_i)^2 / N$ avec $C-1 = \text{ddl} \Rightarrow$ (2)
- SCE dans les groupes (résiduelle) est obtenue par différence avec
 $N-C = \text{ddl} \Rightarrow$ (3) où $(3) = (1) - (2)$
- la variance ou carré moyen (CM) « entre les groupes » = $(2) / (C-1) \Rightarrow$ (4)
- la variance ou carré moyen (CM) « dans les groupes » = $(3) / N-C \Rightarrow$ (5)
- La valeur de FISHER calculée (F_{obs}) est telle que $F_{\text{obs}} = (4) / (5)$

Tableau n° 01 : Forme de présentation des résultats.

Sources de la variance	Degrés de liberté	Somme des carrés des écarts	Carrés moyens	F_{obs}	$F_{0,05}$
Entre groupes	C-1	$\sum(\sum x^2) / n - (\sum x_i)^2 / N = (2)$	$(2)/(C-1) = (4)$	$(4)/(5)$	Lu dans la table de FISHER pour $K_1=C-1$ et $K_2=N-C$
Intra groupes (résiduelle)	N-C	$(1) - (2) = (3)$	$(3)/N-C = (5)$		
Totaux	N-1	$\sum x^2 - (\sum x_i)^2 / N = (1)$			

Si les résultats du tableau ci-dessus montrent que la valeur des $F_{\text{obs}} > F_{0,05}$ ceci implique qu'une différence significative existe entre les champignons nématophages une comparaison des moyennes s'impose. Pour cela, nous calculons la plus petite différence significative (ppds).

Calcul de la plus petite différence significative (ppds) :

$$\text{ppds} = t_{0,05} \sqrt{2 \sigma^2 / n}$$

σ^2 : variance résiduelle.

n : nombre d'échantillon.

$t_{0,05}$: lu sur la table pour le ddl de la résiduelle au seuil de 5% soit $t_{0,05} = 1,88$.

Cette dernière nous permet de classer nos champignons nématophages dans différents groupes.

Chapitre II : Résultats et discussions.

1- Importance du questionnaire :

Le questionnaire que nous avons préparé nous a permis d'avoir une idée générale sur les domaines que nous avons visités. Nous avons constaté que les serres dans les dix domaines été très anciennes, elles ont toutes plus de 15 ans, l'utilisation des produits chimique se fait chaque année. Nous avons noté que tous les domaines utilisent des engrais et du fumier. L'ensemble des résultats est résumé dans le tableau n° 20 (annexe).

2- Espèces des champignons nématophages prédateurs et parasites des nématodes répertoriées :

D'après les différentes clés de détermination nous avons pu répertorier 12 espèces de champignons nématophages (prédatrices et parasites) : *Arthrobotrys dactyloïdes* ; *A.musiformis* ; *A.oligospora* ; *Dactylaria brochopaga* ; *Dactylella leptospora* ; *D.ellipsospora* ; *Myzocytiium* ; *Rhopalomyces elegans* ; *Triposporina aphomopaga* ; *Stylopaga cephalode* ; *Harposporium anguillulae*, et *H.bysmatosporum*. (Fig n° 3).

Abdel Rahmen, 1997 dans la région du Soudan a pu observer : *Arthrobotrys*, *Dactylaria*, *Monacrosporium*, des champignons endoparasites : *Verticillium* et *Harposporium anguillulae*. Sur des sols de cultures maraîchères et légumineuses par ensemencement de sol sur boîte de Petri avec une température ambiante d'incubation.

3- Description des différentes espèces de champignons nématophages :

La description des champignons nématophages est basée sur les caractères biométriques des spores des conidies des conidiophores, anneaux constricteurs, réseaux mycéliens.

- *Arthrobotrys musiformis* : c'est une espèce qui possède des chlamydospores produites par des filaments qui montrent la séparation de la paroi en couche interne et externe, la forme des conidies est bicellulaire et allongée (Buckey, 1986).

- *Arthrobotrys oligospora* : ce champignon présente des conidiophores longs, minces, simples, hyalins légèrement élargis au sommet où les spores apparaissent. Il est caractérisé par un petit réseau prédateur, les conidies sont hyalines subdivisées en deux cellules, elles sont oviformes rectangulaires. La portion de conidiophores est dénudée, les conidies se regroupent et constituent une forme de bouquet. (Barnett et Hunter, 1998).
- *Arthrobotrys dactyloides* : il est caractérisé par des conidies prolongées ellipsoïdes, légèrement incurvées soutenues dans le faisceau de l'apex du conidiophore (Nordbring - Hertz, 1979).
- *Dactylaria brochopaga* : il possède des conidies allongées et fusiformes avec 4 à 5 cloisons cellulaires dont la cellule centrale est grande que celle de la base et sur le bout (Philip, 2001).
- *Dactylella leptospora* ; espèce qui présente des anneaux non constricteurs, les conidies sont prolongées fusiformes à cylindriques, le conidiophore simple ou parfois embranché près de l'apex. (Philip, 2001).
- *Dactylella ellipsozona* : espèce qui présente des boutons adhésifs pédonculés après germination des conidies. (Buryck, 1986)
- *Myzocyttium* : ce genre d'espèce présente des spores germant en perforant la cuticule de l'animal, les thalles sont multicellulaires. (Buryck, 1986).
- *Rhopalomyces elegans* : les conidies sont bicellulaires et solitaires. Ce genre possède des columelles. La partie inférieure du conidiophore montre la distribution des rhizoïdes (Barnett et Hunter, 1998). Quand ils germent les grandes spores produisent un système étendu (1 à 2mm de diamètre) (Philip, 2001).
- *Tripodosporina aphanopaga* : les conidies ont une forme pyramidale d'une largeur de 20 à 25 micromètre.
- *Stylopaga cephalode* : le genre *Stylopaga* est caractérisé par des conidies unicellulaires allongées. Il peut présenter des hyphes et des boutons adhésifs (Barnett et Hunter, 1998).
- *Harposporium anguillulae* : il est caractérisé par un mycélium peu extensif. Les conidies sont hyalines à une cellule allongée, il produit de petites conidies et des spores qui adhèrent à la cuticule des nématodes (Barnett et Hunter, 1998).
- *Harposporium bysmatosporum* : les conidies sont disposées sur l'hyphe avec une large distance se terminant par une seule conidie.

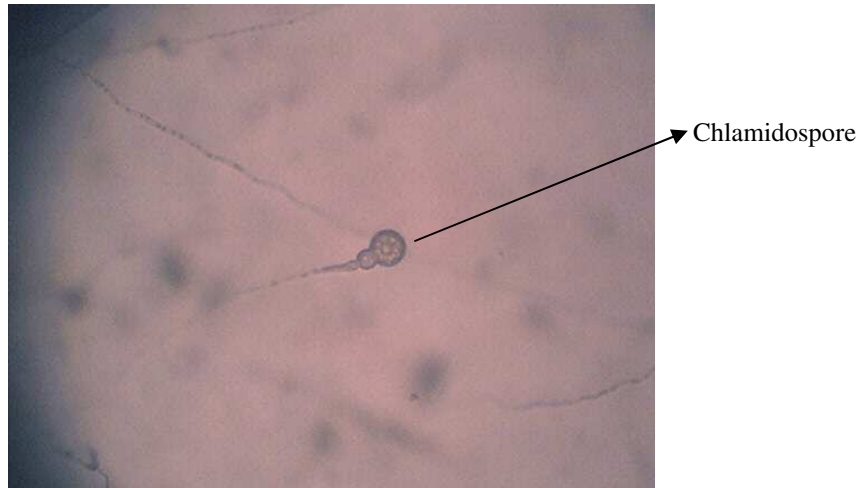


Photo n° 03 : *Arthrotrrys oligospora*.

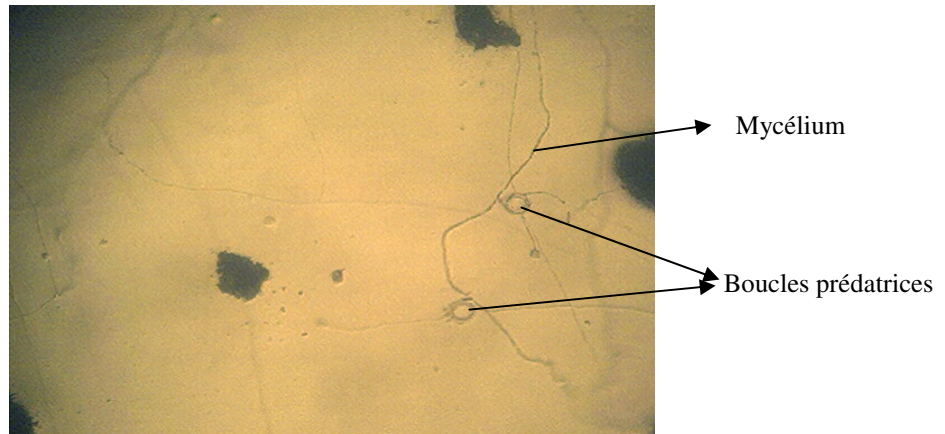


Photo n° 04 : *Arthrotrrys musiformis*.

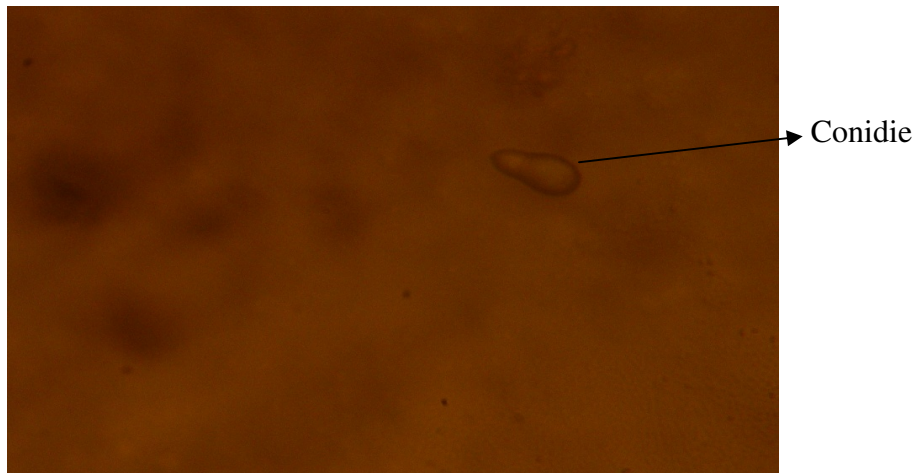


Photo n° 05 : *Arhrobotrys oligospora*.



Photo n° 06 : *Arhrobotrys oligospora*.

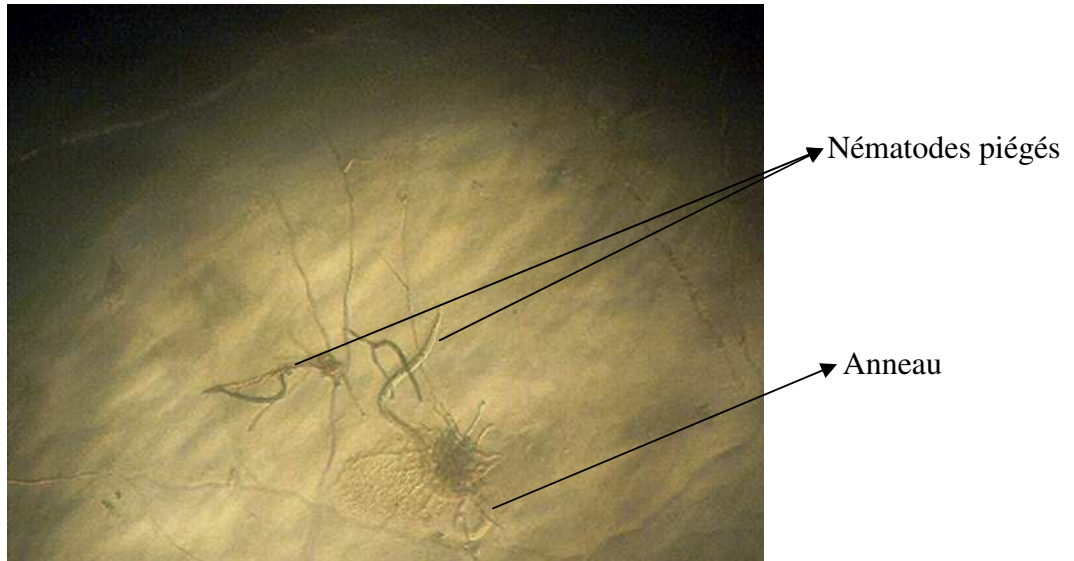


Photo n° 07 : Nématode piégé par *Arthrobotrys* sp.

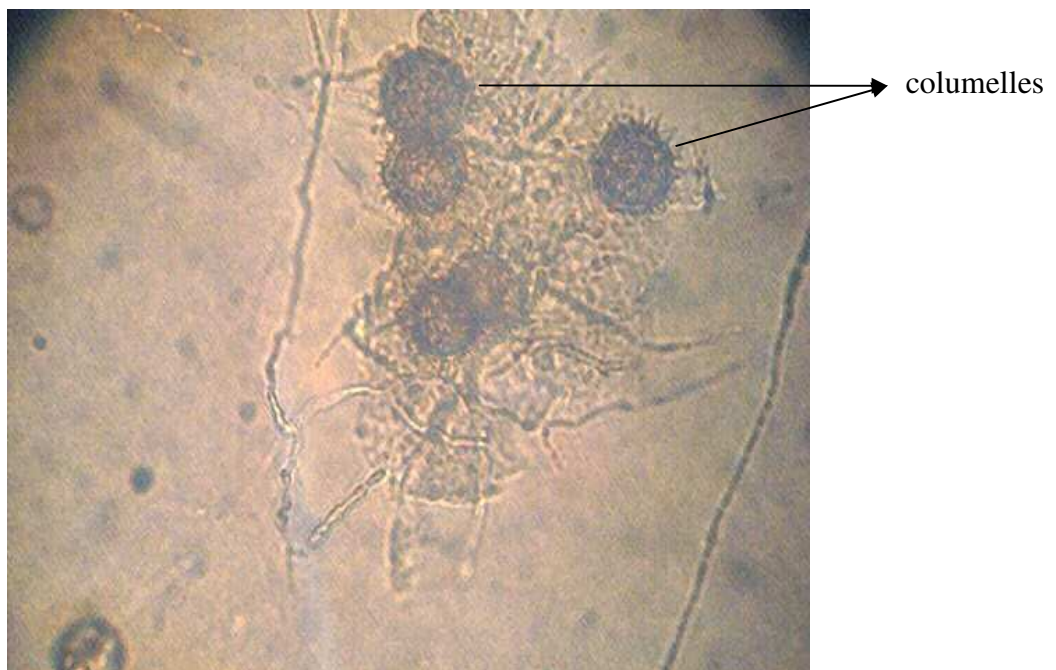


Photo n° 08 : *Rhopalomyces elegans*.

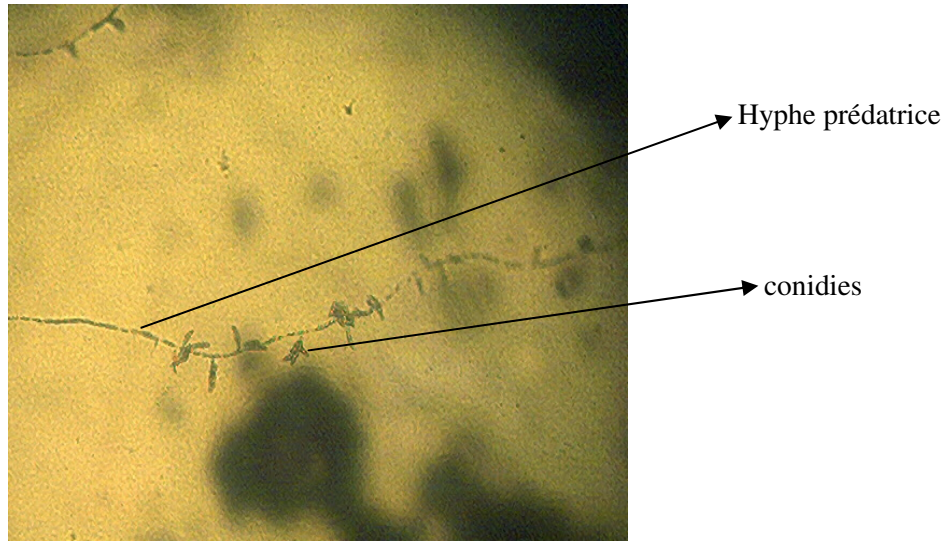


Photo n° 09 : *Dactylaria brochopaga*.

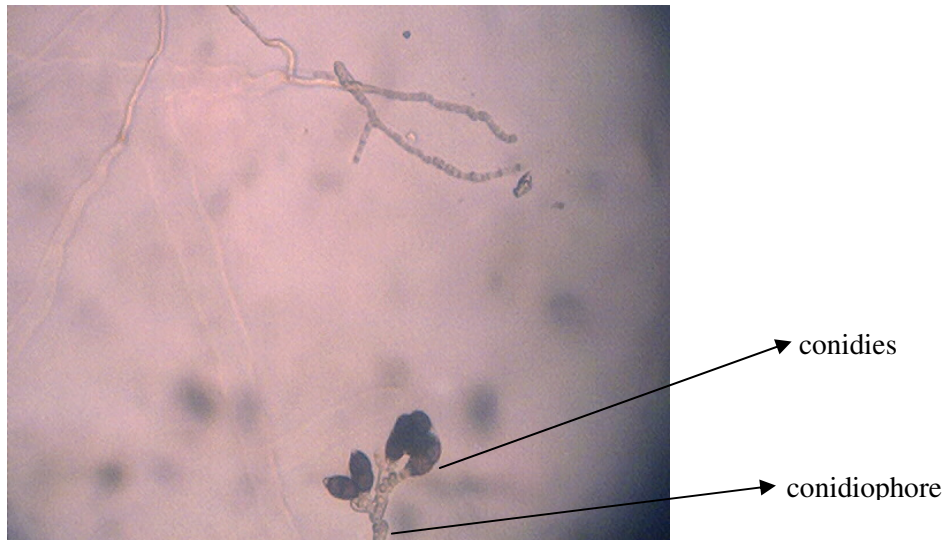


Photo n° 10 : *Dactyulella leptospora*.

Figure n° 04 : Différents champignons prédateurs et parasites des *Meloidogyne sp* répertoriées dans les régions d'étude.

(Original)

Gr : 10 x 20

4- Classification des champignons nématophages :

Les espèces de champignons nématophages parasites et prédatrices sont présentées ici par ordre systématique et selon leur mode de vie et leur type de piégeage (tableau n° 2). (annexe).

Dans notre expérimentation nous avons remarqué que les différentes espèces répertoriées ne se présentent pas de la même manière ; il y a celles qui sont présentes dans toutes les boites (08 répétitions) d'autres sont présentes dans une seule boite, pour cela nous avons donné une échelle qui évalue leur fréquence allant de 100% pour leur présence dans les 08 boites à 12,5% quand elles sont présentes seulement dans 01 boite et 0 quand elles sont absentes.

5-Présentation fréquentielle des différentes espèces de champignons nématophages (prédateurs et parasites) dans les différents domaines à différentes profondeurs et différents sols :

Les tableaux que nous allons présenter nous donne un aperçu sur la fréquence et la présence des champignons répertoriés dans les différents exploitations à trois profondeurs différentes dans deux types de sol (traité et non traité).(annexe).

6- Etude de la fréquence des champignons nématophages :

L'étude de la fréquence de distribution des différentes espèces nématophages.

6-1- Sol traité à 10cm de profondeur : (tableau n° 3).

6-1-1- Dans la région de Staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali :** trois espèces de champignons ont été répertoriées : *Arthrobotrys dactyloïdes* avec une fréquence de 37.5 % suivit *A.musiformis* à 25 % et *Myzocyttium* à 12.5 % (figure n° 5)
- **Domaine zone 33 :** au niveau de ce domaine nous avons pu déterminer : *Arthrobotrys musiformis* et *A.oligospora* avec la même fréquence de 25% suivit de *A. dactyloïdes* 12.5 % (figure n°5).

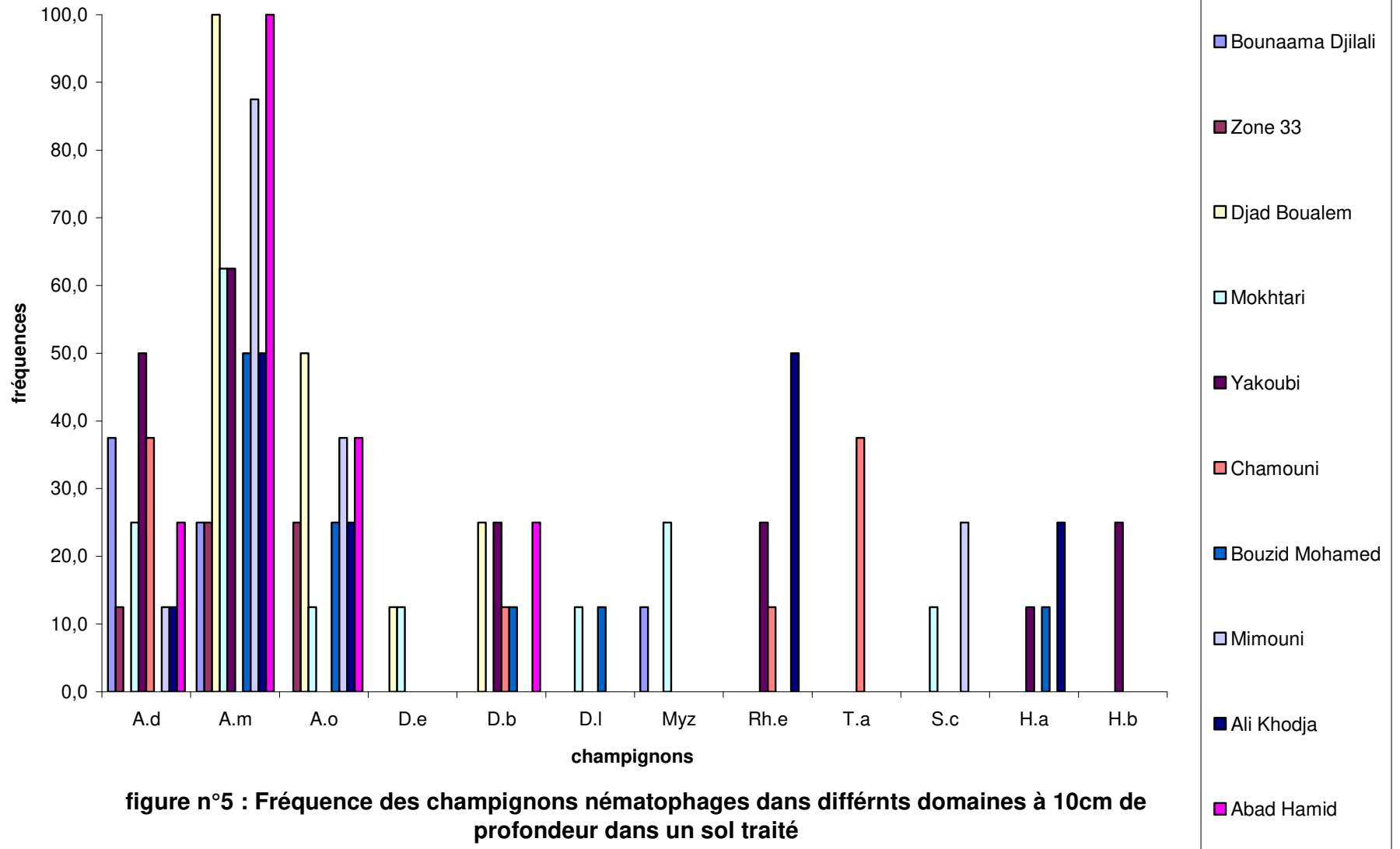
- **Domaine Djad Boualem** : au niveau de ce domaine, 04 espèces sont présentes : *Arthrobotrys musiformis* avec une fréquence de 100 % suivit d'*A. oligospora* à 50 %, *Dactylaria brochopaga*, *D. ellipsospora* sont présentes avec une fréquence de 25% et 12.5% respectivement (figure n°5).
- **Domaine Mokhtari** : 07 espèces ont été répertoriées dans ce domaine le Genre *Arthrobotrys* avec 03 espèces *A. musiformis*; *A. dactyloides*; *A. oligospora* avec une fréquence de 62.5 %, 25 %, et 12.5 % respectivement. Le Genre *Dactylella* avec 02 espèces *D. ellipsospora* et *D. leptospora* avec une même fréquence de 12.5 %, l'espèce *Myzocytiium* à 25 % et l'espèce *Stylopaga cephalode* à 12.5 % (figure n°5).
- **Domaine Yakoubi** : sur cette profondeur, ce domaine présente 06 espèces de champignons ; le Genre *Arthrobotrys* avec 02 espèces : *A. musiformis* et *A. dactyloides* à une fréquence de 62.5% et 50% respectivement, l'espèce *Dactylaria brochopaga* à 25% *Rhopalomyces elegans* à 25%, *Harposporium bysmatosporum* et *Harposporium anguillulae* à 25% et 12.5% respectivement (figure n° 5).

6-1-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamouni** : les espèces répertoriées aux fréquences suivantes : *A. dactyloïdes* à 37.5%, *Dactylaria brochopaga* à 12.5%, *Rhopalomyces_elegans* à 12.5%, *Triposporina aphomopaga* à 37.5% (figure n° 5)
- **Domaine Bouzid Mohamed** : dans ce domaine 05 espèces ont été inventoriées : *A. dactyloïdes* à 50%, *A. oligospora* 25%, *Dactylaria Brochopaga*, *Dactylella leptospora* et *Harposporium anguillulae* à 12.5% (figure n°5).
- **Domaine Mimouni** : 03 espèces d'*Arthrobotrys*: *A. musiformis*, *A. oligospora*, et *A. dactyloïdes* à une fréquence de 87.5 %, 37.5 % et 12.5% respectivement et une espèce de *Stylopaga cephalode* avec une fréquence de 25 % (figure n°5).
- **Domaine Ali Khodja** : les espèces répertoriées sont *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A. oligospora*, *Rhopalomyces elegans* et *Harposporium anguillulae*

avec une fréquence de 12.5 %, 50 %, 25 %, 50%, et 25% respectivement (figure n°5).

- **Domaine Abad Hamid** : 04 espèces ont été répertoriées *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A. oligospora*, et *Dactylaria biochopaga* avec les fréquences suivantes : 25%, 100%, 37.5%, et 25% respectivement (figure n°5).



6-2- Sol traité à 20 cm de profondeur : (Tableau n° 04)

6-2-1- Dans la région de Staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali:** dans ce domaine 03 espèces ont été répertoriées : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis* et *Myzocyttium* à une fréquence de 12.5%, 75%, et 62.5% respectivement (figure n°6)
- **Domaine zone 33_:** dans ce domaine, 03 espèces sont identifiées il s'agit d'*Arthrobotrys dactyloïdes*, *Arthrobotrys musiformis* et *A.oligospora* avec les fréquences suivantes 62.5%, 87.5% et 25% respectivement (figure n°6).
- **Domaine Djad Boualem:** 02 espèces de champignons nématophages sont présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes* d'une fréquence de 25% et *Arthrobotrys musiformis* de 37.5% (figure n°6).
- **Domaine Mokhtari :** au niveau de ce domaine, 05 espèces sont présentes ; *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylaria biochopaga*, *Myzocyttium*, *Stylopaga cephalode* à des fréquences de 37.5%, 25 %, 12.5%, 50% et 12.5% respectivement (figure n° 6)
- **Domaine Yakoubi :** 04 espèces sont répertoriées dans ce domaine *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylaria brochopaga*, *Rhopalomyces elegans*, et *Harposporium anguillulae* avec une fréquence de 75%, 25% ,37.5%, et 25% respectivement (figure n°6).

6-2-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamouni_:** dans ce domaine 03 espèces sont présentes : *A.dactyloïdes*, *A. musiformis*, *Dactylaria ellipsospora* avec une fréquence de 25%, 50%, et 25% respectivement (figure n°6).
- **Domaine Bouzid Mohamed :** dans ce domaine 04 espèces sont présentes : *A. musiformis*, *Dactylella leptospora*, *Rhopalomyces elegans* et *Harposporium anguillulae* d'une fréquence de 37.5%, 37.5%, 25% et 25% respectivement (figure n°6).
- **Domaine Mimouni :** 04 espèces ont été identifiées *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A.oligospora*, et *Stylopaga cephalode* avec une fréquence de 25%, 75%, 50% et 25% respectivement (figure n° 6).

- **Domaine Ali Khodja** : 04 espèces ont été répertoriées : *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylella ellipsospora* et *Rhopalomyces elegans* avec une fréquence de 50%, 50%, 25%, et 25% respectivement (figure n°6).
- **Domaine Abad Hamid** : 04 espèces ont été identifiées *Arthrobotrys musiformis* avec une fréquence de 100% suivit de *Dactylaria ellipsospora* à 37%, *Dactylaria brochopaga* à 12.5% et *Rhopalomyces elegans* à 37.5% (figure n°6)

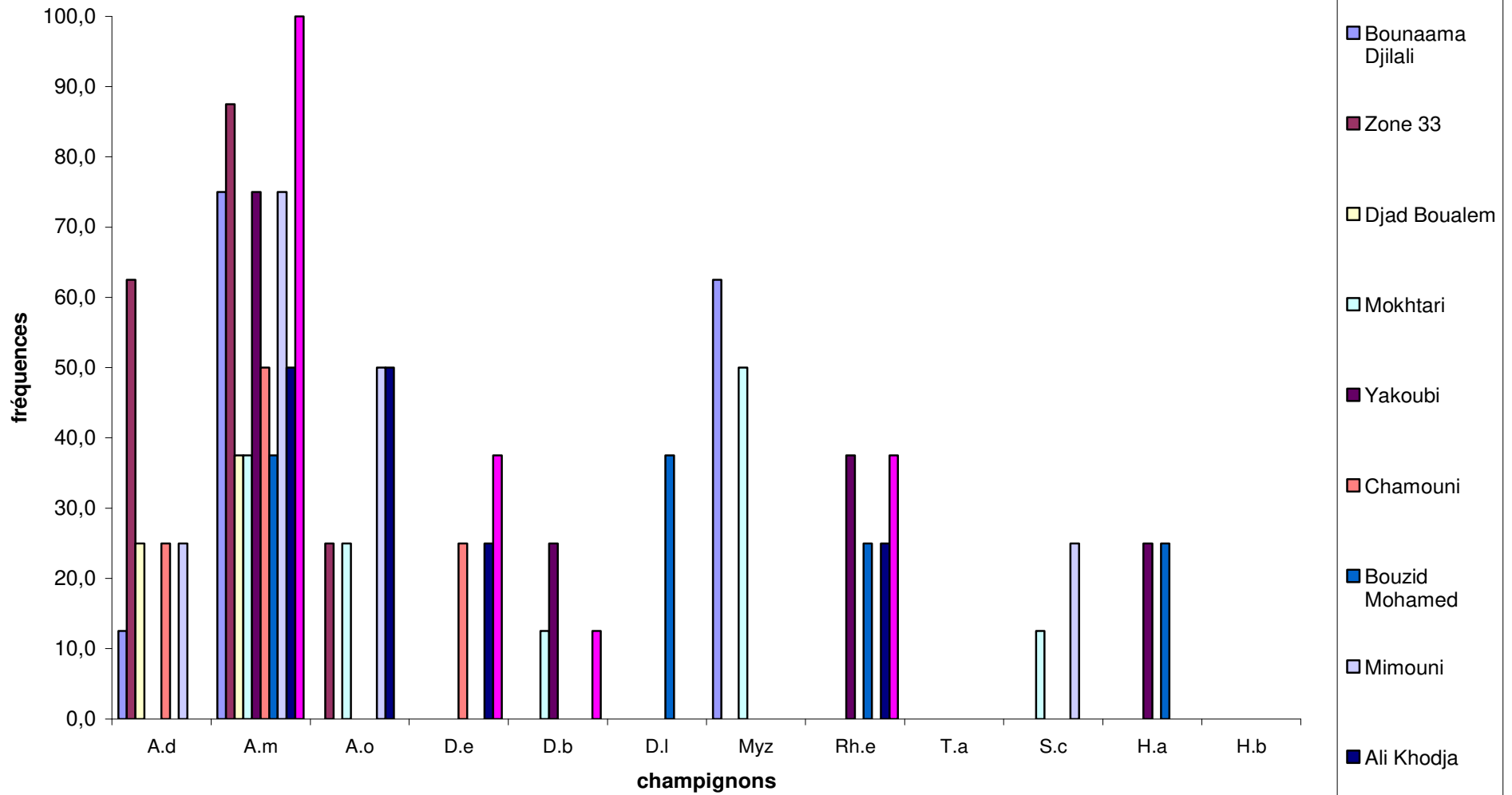


Fig n° 6 : Fréquence des champignons nématophages dans différents domaines à 20cm de profondeur dans un sol traité

6-3- Sol traité à 30 cm de profondeur : (Tableau n° 05)

6-3-1- Dans la région de staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali** : au niveau de ce domaine 02 espèces ont été répertoriées : *Arthrobotrys musiformis* avec une fréquence de 87.5% et *Myzocyttium* à une fréquence de 25% (figure n°7)
- **Domaine zone 33** : 03 espèces de champignons sont présentes le Genre *Arthrobotrys* avec 02 espèces: *A. dactyloïdes*, et *Arthrobotrys musiformis* et *Myzocyttium* avec une fréquence de 37.5% pour les 03 espèces (figure n° 7).
- **Domaine Djad Boualem** : dans ce domaine nous avons 04 espèces: *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylaria biochopaga*, et *Rhopalomyces elegans* avec des fréquences de 50%, 37.5%, 12.5%, et 12.5% respectivement (figure n°7)
- **Domaine Mokhtari** : 07 espèces sont présentes ; *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylaria biochopaga*, *Dactylella ellipsospora*, *Myzocyttium*, et *Stylopaga cephalode* à des fréquences de 12.5%, 62.5%, 25%, 12.5%, 37.5%, 25% et 25% respectivement (figure n° 7).
- **Domaine Yakoubi** : 06 espèces sont présentes ; *Arthrobotrys dactyloïdes* . *musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *D. brochopaga*, *Myzocyttium* et *Harposporium anguillulae* (figure n°7).

6-3-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamoun** : 04 espèces sont présentes : *A.dactyloïdes*, *A._musiformis*, avec une fréquence de 37.5% et 12.5% respectivement *Dactylaria biochopaga* avec 37.5%, et l'espèce *Stylopaga cephalode* avec 25% (figure n° 7).
- **Domaine Bouzid Mohamed** : 06 espèces sont présentes: *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylaria brochopaga*, *D.leptrospora*, et *Harposporium anguillulae* avec respectivement les fréquences suivantes de 12.5%, 50%, 12.5%, 12.5% 37.5% et 25% (figure n° 7).
- **Domaine Mimouni** : les espèces répertoriées sont les suivantes *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A.oligospora*, *Rhopalomyces elegans* et *Stylopaga cephalode* avec les fréquences de 25%, 37%, 25% et 12.5% respectivement (figure n° 7).

- **Domaine Ali Khodja** : 03 espèces sont présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, et *Dactylella ellipsospora* avec les fréquences de 37.5%, 100%, et 25% respectivement (figure n° 7).
- **Domaine Abad Hamid** : 03 espèces sont présentes avec les fréquences suivantes : *Arthrobotrys musiformis* avec 62.5%, *Dactylaria ellipsospora* à 12.5%, et *D. brochopaga* à 25% (figure n°7).

6-4- Sol non traité à 10 cm de profondeur : (tableau n° 06)

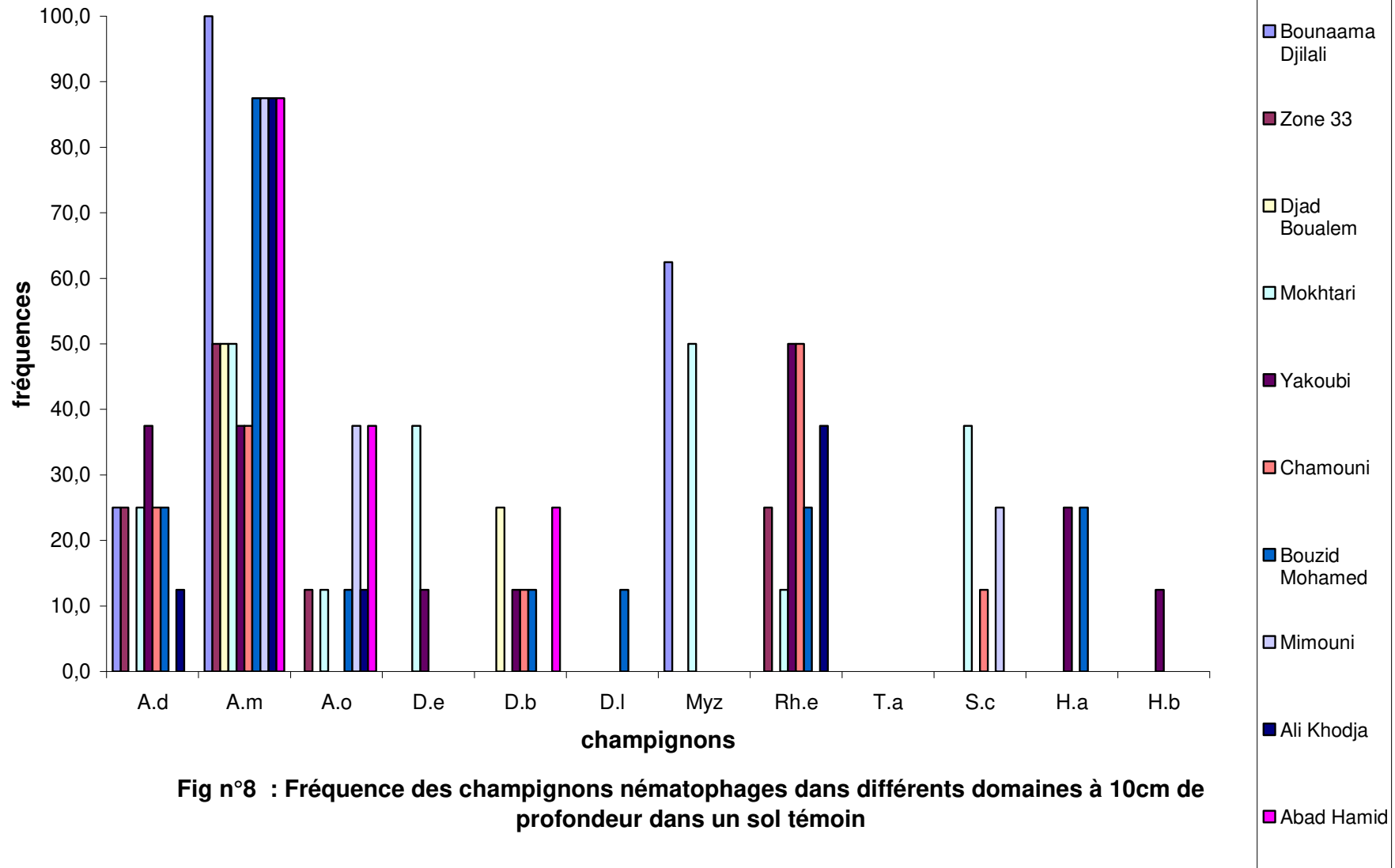
6-4-1- Dans la région de Staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali:** dans cette exploitation 03 espèces de champignons ont été répertoriées : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, et *Myzocyttium* avec les fréquences de 25%, 100%, et 62.5% respectivement (figure n°8)
- **Domaine zone 33 :** dans ce domaine 04 espèces ont été identifiées : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, *A.oligospora* et *Rhopalomyces elegans* avec les fréquences comme suit 25%, 12.5%, et 25% respectivement (figure n°8).
- **Domaine Djad Boualem :** nous avons répertorié 02 espèces au niveau de ce domaine: *Arthrobotrys musiformis* avec une fréquence de 50% et *Dactylaria brochopaga* , avec une fréquence de 25% (figure n°8)
- **Domaine Mokhtari :** dans ce domaine 07 espèces ont été étudiées *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis* , *A.oligospora*, *Dactylella Ellipsospora*, *Myzocyttium*, *Rhopalomyces elegans* et *Stylopaga cephalode* avec les fréquences de 25%, 50%, 12.5%, 37.5%, 50%, 12.5% et 37.5% respectivement (figure n° 8).
- **Domaine Yakoubi :** 07 espèces ont été étudiées dans ce domaine : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis* , *Dactylaria ellipsospora*
- *D.brochopaga*, *Rhopalomyces elegans*, *Harposporium anguillulae* et *Harposporium bysmatosporum* avec les fréquences suivantes 37%, 37%, 12.5%, 12.5%, 50%, 25%, et 12.5% respectivement (figure n°8).

6-4-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamouni:** au niveau de ce domaine 05 espèces ont été identifiées avec les fréquences suivantes : *Arthrobotrys dactyloïdes* avec 25%, *A. musiformis*, avec 37.5%, *Dactylaria biochopaga* avec 12.5%, *Rhopalomyces elegans*, avec 50%, *Stylopaga cephalode* avec 12.5% (figure n°8).
- **Domaine Bouzid Mohamed:** 07 espèces répertoriées: *Arthrobotrys musiformis*, avec une fréquence de 87.5%, suivit d'*A. dactyloïdes*, *Rhopalomyces elegans*, *Harposporium anguillulae* avec une fréquence de 25% pour les 03 espèces, *A.oligospora*, *Dactylaria brochopaga*, et *D.leptrospora*, (figure n°8).

- **Domaine Mimouni** : 03 espèces sont les présentes: *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, et *Stylopaga cephalode* avec une fréquence pour chaque espèces respectivement 87.5%, 37.5% et 25% (figure n°8).
- **Domaine Ali Khodja** : 04 espèces sont présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, *A.oligospora*, *Rhopalomyces elegans* avec les fréquences de 12.5%, 87.5%, 12.5%, 37.5% respectivement (figure n°8).
- **Domaine Abad Hamid** : 03 espèces sont présentes : *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora* et *Dactylaria. brochopaga* avec les fréquences suivantes : 87.5%, 37.5%, et 25% respectivement (figure n° 8).



6-5- Sol non traité à 20 cm de profondeur : (Tableau n° 07)

6-5-1- Dans la région de Staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali** : 03 espèces ont été présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis* et *Myzocytiium* avec les fréquences de 12.5%, 100%, et 50% respectivement (figure n°9)
- **Domaine zone 33** : 04 espèces ont été présentes : d'*Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *Harposporium anguillulae* avec les fréquences suivantes 62.5%, 87.5% et 25% respectivement (figure n°9).
- **Domaine Djad Boualem** : 02 espèces ont été présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes*, et *A.musiformis* avec les fréquences de 62.5%, et 75% respectivement (figure n° 9).
- **Domaine Mokhtari** : 04 espèces sont présentes ; *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylaria brochopaga*, *Myzocytiium*, avec les fréquences suivantes : 50%, 25%, 25%, 37.5% respectivement (figure n°9)
- **Domaine Yakoubi** : 06 espèces sont répertoriées : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A.musiformis*, *Dactylaria ellipsospora* , *D. brochopaga*, *Rhopalomyces elegans*, et *Harposporium anguillulae* avec les fréquences suivantes de 37.5%, 75% ,12.5%, 25%, 37.5%, et 12.5% respectivement (figure n°9).

6-5-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamouni** : 02 espèces sont présentes : *Dactylaria brochopaga* et *Triposporina aphomopaga* avec une fréquence de 50%, et 62.5% respectivement (figure n°9).
- **Domaine Bouzid Mohamed** : dans ce domaine 05 espèces sont répertoriées : *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora* *Dactylella leptospora*, *Rhopalomyces elegans* et *Harposporium anguillulae* avec une fréquence de 50%, 12.5%, 25%, 62.5% et 37.5% respectivement (figure n°9).
- **Domaine Mimouni** : 04 espèces ont été identifiées *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A.oligospora*, et *Stylopage cephalode* avec une fréquence de 12.5%, 62.5%, 25% et 12.5% respectivement (figure n° 9)

- **Domaine Ali Khodja** : 05 espèces sont présentes : *Arthrobotrys musiformis*, avec une fréquence de 75%, et les 04 espèces A ; *dactyloïdes A.oligospora*, *Dactylella ellipsozona* et *Rhopalomyces elegans* avec une même fréquence de 12.50% (figure n° 9).
- **Domaine Abad Hamid** : 04 espèces sont été présentes : *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylaria ellipsozona*, *Dactylaria brochopaga* et *Rhopalomyces elegans* avec une fréquence de 87.5%, 12.5%, 25%, et 37.5% respectivement (figure n° 9).

6-6- Sol non traité à 30 cm de profondeur : (Tableau n° 08)

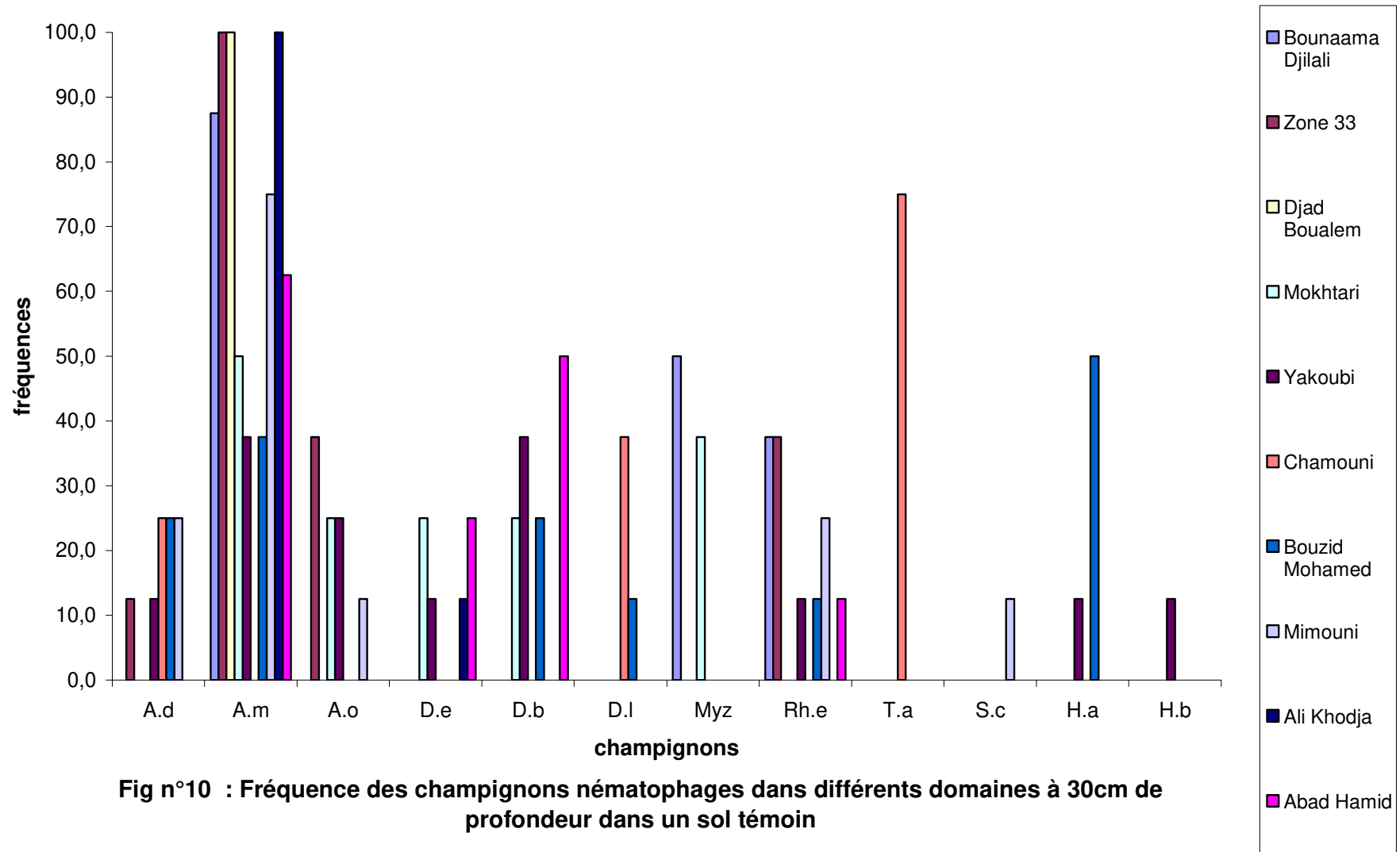
6-6-1- Dans la région de Staoueli :

- **Domaine Bounaama Djilali** : 03 espèces sont répertoriées : *Arthrobotrys musiformis*, *Myzocyttium* et *Rhopalomyces elegans* avec les fréquences suivantes : 87.5%, 50%, et 37.5% respectivement (figure n°10).
- **Domaine zone 33** : 04 espèces sont présentes *Arthrobotrys dactyloïdes*, et *A.musiformis* *A.oligospora* et *Rhopalomyces elegans* avec les fréquences suivantes : 12.5%, 100%, 37.5%, et 37.5% respectivement (figure n°10).
- **Domaine Djad Boualem** : 01 espèce a été répertoriée *Arthrobotrys musiformis*, avec une fréquences de 100% (figure n°10)
- **Domaine Mokhtari** : 05 espèces sont présentes ; *Arthrobotrys musiformis*, *A.oligospora*, *Dactylella ellipsospora*, *D.brochopaga*, *yzocyttium*, à les fréquences suivantes : 50%, 25%, 25%, 25%, et 37.5%, respectivement (figure n°10).
- **Domaine Yakoubi** : 08 espèces sont présentes *Arthrobotrys dactyloïdes* *A. musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *Rhopalomyces elegans*, *Harposporium anguillulae* et *H.bysmatosporum* avec une même fréquence de 12.5%, l'espèce *A. musiformis*, et *D.brochopaga* avec une même fréquence de 37.5%, l'espèce *A.oligospora* avec une fréquence de 25% (figure n°10).

6-6-2- Dans la région de Bordj El Kiffan :

- **Domaine Chamouni** : 03 espèces sont présentes : *Arthrobotrys dactyloïdes*, *Dactylella leptospora*, *Triposporina aphomopaga* avec les fréquences suivantes : 25%, 37.5%, et 75% respectivement (figure n°10).
- **Domaine Bouzid Mohamed** : 06 espèces sont présentes: *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *Dactylaria brochopaga*, *D.leptospora*, *Rhopalomyces elegans*, et *Harposporium anguillulae* avec des fréquences de 25%, 37.5%, 25%, 12.5% 12.5% et 50% respectivement (figure n°10).
- **Domaine Mimouni** : 05 espèces sont identifiées *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. musiformis*, *A.oligospora*, *Rhopalomyces elegans* et *Stylopaga cephalode* avec les fréquences de 25%, 75%, 12.5%, 25% et 12.5% respectivement (figure n°10).

- **Domaine Ali Khodja** : 02 espèces ont été répertoriées : *Arthrobotrys musiformis*, et *Dactylaria ellipsospora* avec des fréquences de 100%, et 12.5% respectivement (figure n°10).
- **Domaine Abad Hamid** : 04 espèces sont présentes : *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *D. brochopaga* et *Rhopalomyces elegans* avec les fréquences de 62,5%, 25%, 50% et 12.5% respectivement (figure n°10).



7- Discussion :

Nous avons remarqué que les différents domaines prospectés présentent des champignons nématophages prédateurs et parasites du Genre : *Arthrobotrys*, *Dactylaria*, *Dactylella*, *Myzocytiium*, *Harposporium*, *Rhopalomyces*, *Stylopaga* et *Tripasporina*.

Les études montrent que la présence des champignons nématophages est naturelle. (Cayrol et *al*, 1992, Bouguerra 1993). D'après (Sherber, 1995) « ceux sont probablement des raisons chimiques qu'ils font que le champignon n'apparaît que là où les nématodes vivent », comme les nématodes sont présents sous différents stades larvaires et restent mobiles dans tout leur cycle de vie leurs antagonistes doivent produire des pièges (Kerry, 1992). Cette diversité mycélienne offre plusieurs types d'avantages.

(Lopez, 2000), pour faire face aux problèmes causés par les nématodes sur culture de bananier ils ont employé des champignons destructeurs appartenant à différents Genres comme : *Harposporium sp*, *Dactylella sp*, *Stylopaga sp*, *Dactylaria sp*, *Catenaria sp*, et *Arthrobotrys sp*. Car ces organismes ont une grande capacité d'éliminer et d'attaquer un grand nombre d'espèce de nématodes car ils possèdent des structures ou des organismes de captures spécialisés pour piéger les parasites en mouvement (anneaux contractiles ou non, filets, structures adhésives et autre).

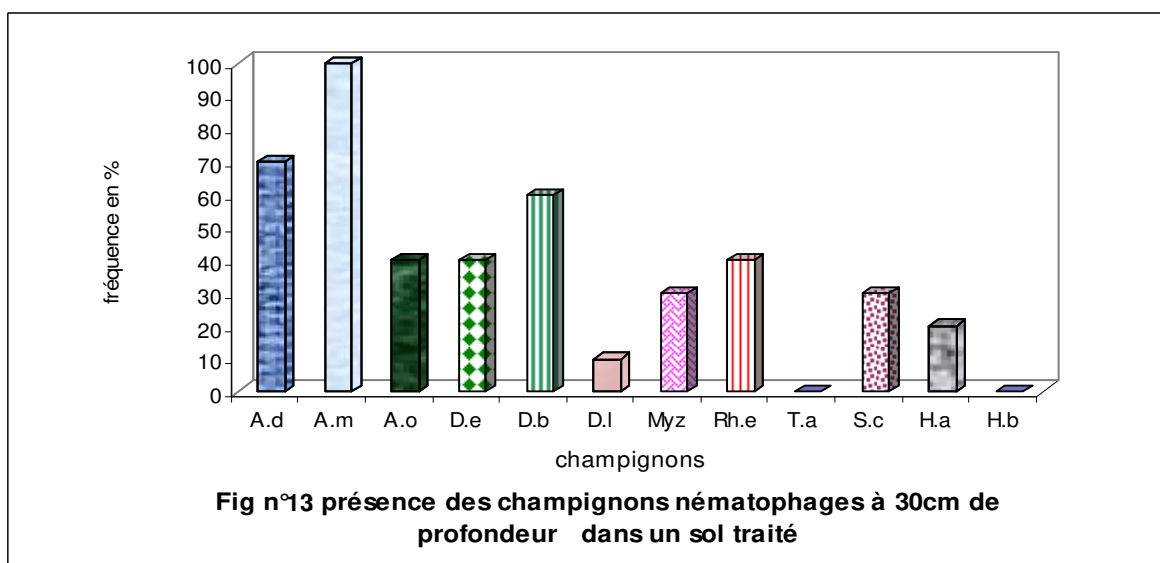
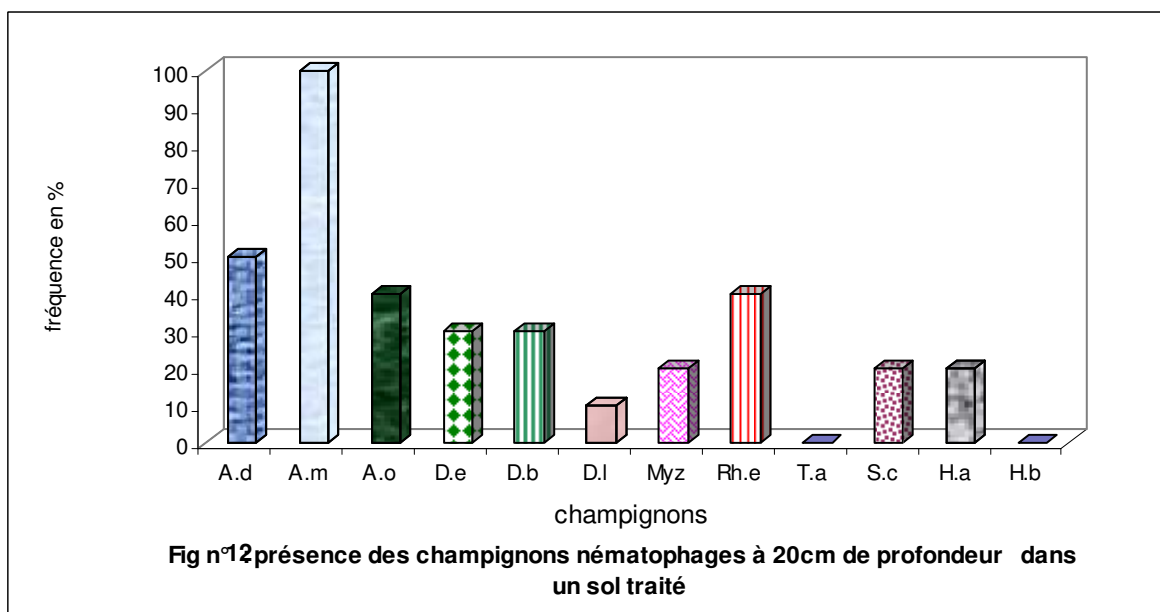
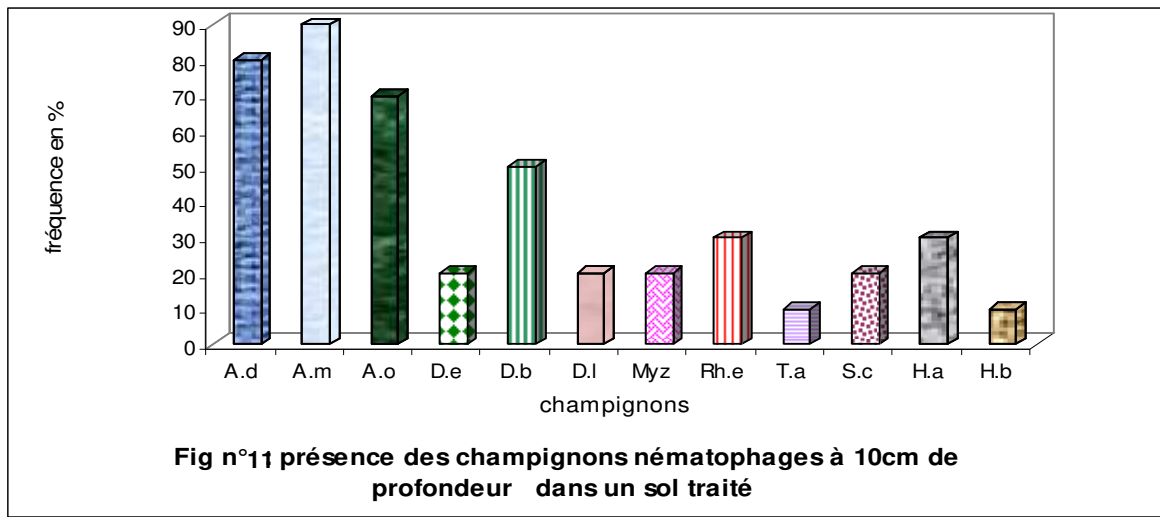
8- Taux de présence des champignons prédateurs et parasites des nématodes :

Afin d'évaluer le taux de présence des champignons nématophages, nous avons procédé à l'estimation globale de leur présence dans les dix domaines confondus pour chaque type de sol.(Tableaux n°9 et 10,annexe) :

Si nous examinons les résultats obtenus, il apparaît que dans le sol traité à 10cm de profondeur l'espèce la plus fréquente est *Arthrobotrys musiformis* avec un taux de 90% (c'est-à-dire une présence dans 9 domaines sur 10) suivit *Arthrobotrys dactyloïdes* avec un taux de 80% et *A.oligospora* avec un taux de 70% (figure n°11).

Sur une profondeur de 20cm, l'espèce la plus présente est *A. musiformis* avec un taux de présence de 100% (figure n°12) et dans une profondeur de 30cm aussi nous notons que *A. musiformis* à un taux de présence de 100% suivit par *A. dactyloïdes* avec un taux de 70% (figure n°13).

Dans un sol témoin à une profondeur de 10 cm, l'espèce la plus représentée est l'*A. musiformis* avec un taux de 100% suivit par *A. dactyloïdes* avec un taux de 70% (figure n° 14). A 20cm de profondeur l'espèce la plus présente est *A. musiformis* d'un taux de 90% (figure n°15) et à 30cm nous remarquons aussi *A. musiformis* avec un taux de 90% (figure n°16).



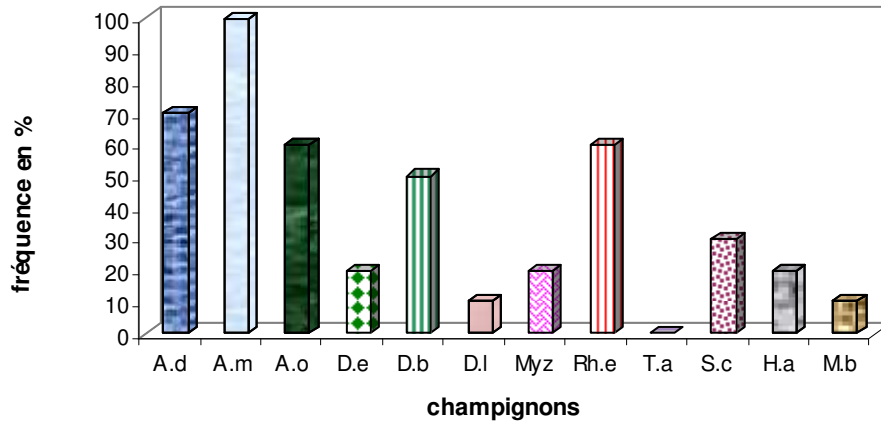


Fig n°14 présence des champignons nématophages à 10cm de profondeur dans un sol témoin

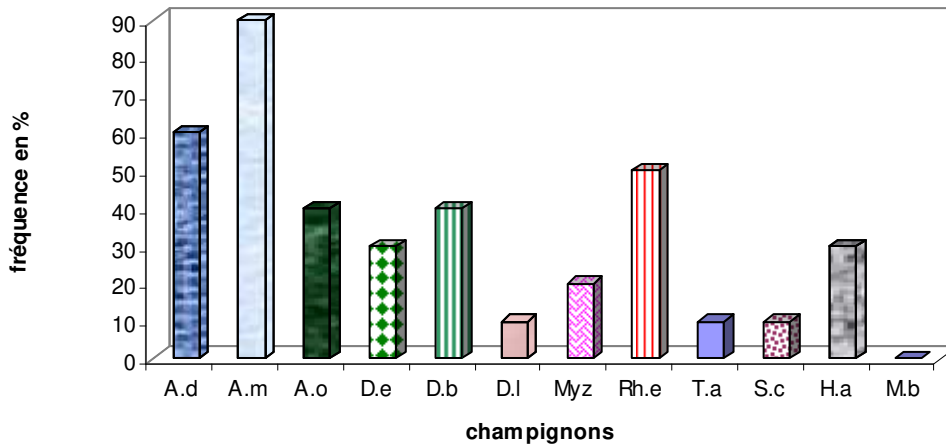


Fig n°15 : présence des champignons nématophages à 20 cm de profondeur dans un sol témoin

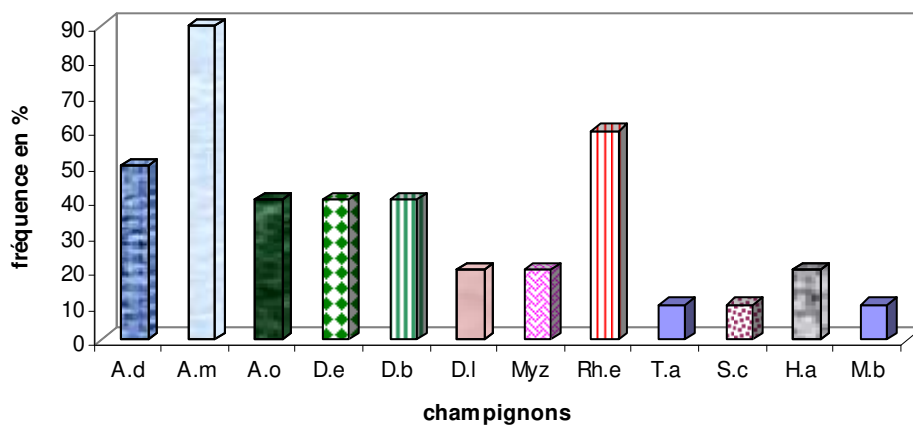


Fig n°16 : présence des champignons nématophages à 30 cm de profondeur dans un sol témoin

Nous constatons que les différents champignons nématophages présentent une diversité, le Genre le plus représenté est *Arthrobotrys* avec une espèce omniprésente *Arthrobotrys musiformis* dans tous les domaines à toutes les profondeurs et dans les 2 types de sols. C'est un Genre dont le mécanisme de piégeage n'est pas complexe avec une rapidité de capture de L2 et une facilité de développement dans les sols (Cayrol et al, 1992, Denbelder 1994).

Pour mieux exploiter ses résultats et les interpréter, nous avons procédé à une analyse de la variance pour voir s'il y'a une différence significative entre les champignons nématophages dans un même domaine et entre les différents domaines en prenant en considération chaque type de sol et chaque profondeur.

Les résultats de l'analyse de la variance au niveau des différents sols et différentes profondeurs sont portés sur les tableaux (annexe).

Les résultats des tableaux montrent qu'au niveau du sol traité et sur trois profondeurs, la valeur de $F_{ob} > F_{0,05}$. Ce qui traduit qu'au niveau de chaque profondeur nous avons noté une différence significative qui existe entre les champignons nématophages, le calcul de la ppds est demandé, le calcul de cette dernière nous a permis de classer nos champignons nématophages dans trois groupes distincts les rapports détaillés sont représentés dans l'annexe.

Les résultats des tableaux montrent qu'au niveau du sol témoin et sur les trois profondeurs la valeur de $F_{ob} > F_{0,05}$; ce qui explique qu'à chaque profondeur nous avons noté qu'une différence significative existe entre les champignons nématophages. Le calcul de la ppds montre que ces derniers sont classés dans trois groupes différents, les rapports détaillés sont représentés dans l'annexe.

Nous avons noté qu'entre les champignons nématophages il y'a une différence significative à chaque profondeur et pour chaque type de sol, nous voulions voir s'il y'a une différence entre le sol traité et le sol témoin.

Les résultats des tableaux nous ont montré qu'au niveau des trois (03) profondeurs entre sol traité et sol témoin il n'y a pas de différence significative.

9- Discussion :

Nous avons noté que tous les domaines utilisés des produits chimiques plus précisément les nématicides (DD Fumigant, Dazomet, Mocop). D'après (B'chir, 1988) le traitement par le Dazomet n'a pas d'effet sur les *Meloidogyne* il a même tendance à favoriser leur multiplication car son action polyvalente sur les champignons antagonistes du sol, et c'est un produit qui touche à l'équilibre biologique du sol (B'chir, 1988, Bouguerra, 1993). Par contre le DD Fumigant, son action sur les nématodes est négligeable car l'inoculum le plus actif (L2) se trouvant essentiellement concentré en profondeur dans le sol (B'chir, 1988).

L'utilisation du fumier et des engrais est pratiquée dans tous les domaines, Krentzes, 1965 fait remarquer que la matière organique peut également protéger les microorganismes du sol contre l'action des agents fumigants car certains microorganismes possèdent des structures de survies et résistent à la fumigation surtout certains champignons peuvent être capables d'initier le repeuplement ; Lopez, 2000 explique que les champignons nématophages possèdent deux types de cycle biologiques :

- Une phase saprophyte durant laquelle ils n'utilisent que la matière organique comme source d'énergie.
- Une phase parasitaire où ils se nourrissent uniquement de matière organique des nématodes capturés.

Des amendements organiques tels que le fumier, lorsqu'il est ajouté au sol, ces amendements sont exposés aux dégradations microbiennes qui peuvent stimuler la germination des mycéliums des champignons et accroître l'activité antagoniste dans le sol (FAO). (Tietz, 2001), explique que le champignon antagoniste poussera dans le sol à condition de trouver le milieu propice à son développement, la présence d'autres microorganismes de matière organique en voie de décomposition, (Cayrol, 1983) le développement des champignons se fait beaucoup mieux dans un fumier de bovin ou ovin que dans un humus de commercial note aussi que le champignon s'étend aussi bien dans des parcelles témoins n'ayant pas reçu de matière organique, ce qui indique qu'il n'a pas besoin de sol très humifères pour s'implanter, ce qui explique la présence des champignons dans les sols témoins des différents domaines.

La matière organique n'est pas à elle seule un moyen de survie des champignons, d'autres facteurs sont importants. Cartile et Watkinson, 1994 montre que l'utilisation des pratiques culturales (rotations des cultures) à un effet favorable sur la croissance, la distribution et la survie des champignons.

Clapperton, 2005, explique que les pratiques culturales adoptées induisent à une diversité biologique souterraine.

D'après les différents essais effectués, il est montré que le champignon du Genre *Arthrobotrys* se développe rapidement dans un sol à pH neutre et alcalin (7,2 et 8,4) alors que sa croissance est stoppée en pH acide (5,7) dans ce dernier cas le champignon n'est pas arrêté, il émet une légère frange mycélienne incapable de s'étendre (Caryol, 1983) cette étude pourrait expliquer cette différence significative entre l'*Arthrobotrys musiformis* et les autres organismes des espèces de champignons parasites et prédateurs qui ne pouvaient pas se développer dans le sol comme l'espèce *Triposporina aphanapaga* qui dans un sol traité ne s'observe que dans les premiers 10cm du sol et qui est absente à 20cm et 30cm de profondeur. Le même constat est fait pour *Harposporium bysmatosporum* (figure n°5).

Tietz, 2001, fait part qu'un milieu humide et à l'abri de l'incidence directe du soleil stimule le développement des champignons, si le sol est sec et très ensoleillé le champignon n'a pas beaucoup de chance de s'installer. Gray, 1985 montre que les champignons endoparasites, pour se développer préfèrent des sols très humides, nous observons que dans les sols témoins la présence des champignons nématophages est plus importante dans les 20cm et 30cm par rapport au 10cm. Certaines espèces comme *Dactylella ellipsospora*, sa fréquence est plus importante à 20 cm et 30 cm qu'à 10 cm. De même pour l'espèce *Triposporina aphanapaga* qui est observée seulement en profondeur.

Conclusion générale :

Au terme de ce travail et avant d'aborder les recherches concernant la stratégie de surveillance et de lutte efficace contre les nématodes surtout ceux du genre *Meloidogyne*, il nous a paru utile d'essayer de comprendre le phénomène engendrant une fluctuation des fréquences de champignons nématophages en effectuant un suivi de recherche relatifs aux facteurs de leur développement.

Dans notre travail, nous nous sommes attachés à l'étude des champignons utiles en fonction des caractères des sols, la matière organique, les types de conduite des culture et les produits insecticides et nématicides utilisés. Nous avons pu répertorier 12 espèces de champignons nématophages (prédatrices et parasites) : *Arthrobotrys dactyloïdes*; *A.musiformis*; *A. oligospora*; *Dactylaria brochopaga*; *Dactylella leptospora*; *D.ellipsospora*; *Myzocytiium*; *Rhopalomyces elegans*; *Triposporina aphomopaga*; *Stylopage cephalode*; *Harposporium anguillulae*, et *H.bysmatosporum*.

Dans notre approche, nous avons pu montré que la présence des champignons nématophages est naturelle.

Il apparaît que dans le sol traité (c'est-à-dire avec des nématicides) à 10 cm de profondeur l'espèce la plus fréquente est *Arthrobotrys musiformis* avec un taux de 90 % suivit *Arthrobotrys dactyloïdes* avec un taux de 80 et *A.oligospora* avec un taux de 70 %. A 20 cm de profondeur, l'espèce la plus présente est *A. musiformis* avec un taux de présence de 100 % par contre à 30 cm, nous avons observé *A. musiformis* avec un taux de présence de 100 % suivit par *A. dactyloïdes* avec un taux de 70 % .

Le sol témoin à une profondeur de 10 cm, l'espèce la plus représentée est *A. musiformis* avec un taux de 100 % suivit par *A. dactyloïdes* avec un taux de 70 %. A 20 cm de profondeur l'espèce la plus présente est *A. musiformis* d'un taux de 90 % et à 30 cm nous remarquons aussi *A. musiformis* avec un taux de 90 %.

Nous constatons que les différents champignons nématophages présentent une diversité, le genre le plus représenté est *Arthrobotrys* avec une espèce omniprésente *Arthrobotrys musiformis* dans tous les domaines à toutes les profondeurs et dans les 2

types de sols. C'est un genre dont le mécanisme de piégeage qui n'est pas complexe avec une rapidité de capture de L2 et une facilité de développement dans les sols.

Nous avons noté une différence significative entre les champignons nématophages et parasites à chaque profondeur et pour chaque type de sol, le calcul de la ppds nous a permis de les classer dans trois groupes distincts.

Nous avons noté que tous les domaines utilisés des produits chimiques plus précisément les nématicides (DD Fumigant, Dazomet, Mocap).

L'utilisation du fumier et des engrais est pratiquée dans tous les domaines, la matière organique peut également protéger les microorganismes du sol contre l'action des fumigants car certains microorganismes possèdent des structures de survies et résistent à la fumigation surtout certains champignons qui peuvent être capables d'initier le repeuplement.

Cependant, des amendements organiques tels que le fumier, lorsqu'il est ajouté au sol est exposé aux dégradations microbiennes qui peuvent stimuler la germination des mycéliums des champignons et accroître l'activité antagoniste dans le sol.

En outre, il serait intéressant de confirmer que La matière organique n'est pas a elle seule un moyen de survie des champignons, d'autres facteurs sont importants. Comme l'utilisation des pratiques culturales a un effet favorable sur la croissance, la distribution et la survie des champignons.

D'après les différents essais effectués, nous avons noté la présence du Genre *Arthrobotrys* et se développe rapidement dans un sol à pH neutre et alcalin (7,2 et 8,4) alors que sa croissance est stoppée en pH acide (5,7) dans ce dernier cas le champignon n'est pas arrêté, il émet une légère frange mycélienne incapable de s'étendre, cette étude pourrait expliquer cette différence significative entre l'*Arthrobotrys musiformis* et les autres organismes des espèces de champignons parasites et prédateurs qui peut être ne pouvait pas se développer dans le sol comme l'espèce *Triposporina aphomopaga* qui dans un sol traité ne s'observe que dans les premiers 10 cm du sol et qui est absente à 20 cm et 30 cm de profondeur. Le même constat est fait pour *Harposporium bysmatosporum*.

Nous pouvons dire que les régions de Staoueli et Bordj-el-Kiffan présentent un certain nombre de champignons qui pourraient être utiles en lutte biologique.

Notons enfin que cette étude nous a permis de mettre en évidence et d'attirer l'attention sur l'opportunité de l'utilisation des champignons nématophages (prédateurs et parasites) en lutte biologique car cette dernière est un moyen susceptible de remplacer la lutte chimique. Il est indispensable de développer ces moyens de lutte car les nématicides chimiques représentent un danger pour l'environnement et même provoquent la résistance du nuisible. Nous disposons d'une microflore très diverse capable de donner de bons résultats car les études ont montré qu'il faut disposer de souches locales.

- 1- **ABDELRAHMAN E.E., 1997** - Nematode trapping fungi from some Sudanese soils. Second international conference on soil solarization and integrated Management of soil borne Pest. *ICARDA*, Aleppo., Syria, March 1997, pp. 16 - 21.
- 2- **APPERT J. et DEUSE J., 1982** - *Les ravageurs des cultures vivrières et maraîchères sous les tropiques*. C.D.A.R.S., 18 p.
- 3- **BACHELIER G., 1978** - *La faune des sols, son écologie et son action*. O.S.T.O.M., n° 38, Paris, 335p.
- 4- **BADAOUI S.M. et ABU-GHARBIEN W., 2000** - Efficacy of certain non fumigant nematicides for the control of *Meloidogyne javanica* on tomato. *Rev.Nematol.* , Vol.70, n° 3 p.132.
- 5- **BARKER K.R., 1998** - *Interaction de nématodes*. Ed. Madison, WI, n° 12, 185 p.
- 6- **BARNETT H.L. et HUNTER B.B., 1998** - Illustrated genera of imperfect fungi. 4th Ed. A.P.S., Press, Minisota, 216 p.
- 7- **BARRON G.L., 1968** - *The genera of hyphomycetes from soil*. Ed. Williams and Williams, Baltimor, 364 p.
- 8- **B'CHIR M.M., 1983** – Mise au point d'une méthode de lutte intégrée, associant un agent biologique et une substance chimique, pour combattre les Meloidogynes sous abris plastiques en Tunisie. *Rev. Nématol.*, Vol. 48, n° 2, pp. 421-432.
- 9- **B'CHIR M.M., 1998** – Limites des traitements nématocides contre les Meloidogynes associés au melon cultivé sous abri plastique en Tunisie. *Rev. Nématol.* Vol. 11, n° 2, pp. 189-194.
- 10- **BELHADJ S.N., 1985** - *Etude de l'inoculum potentiel des Meloidogyne et de ses interaction avec les microorganismes phytopathogènes dans le sol*. Thèse ,Ing.Ins.Nat.Agro. El-harrach, 98p.
- 11- **BERKALOFF A., 2003** – Réponse moléculaire de la plante à l'infestation. *Bull. Biol. Techn.*, I.N.A.,P.G., I.N.R.A., Octobre 2003, 3 p.
- 12- **BERNARD C., 2002** - Une fois que les nématodes sont installés, c'est très difficile de s'en débarrasser. *Art. Jeunes agricultes*, oct.2002, n° 576, 1p.

- 13- BIRD A.F., 1971** - *Morphology and ultrastructure systematics, biology and control*. Ed. Lamberti and Taylor C.E., Acad. Press, New-work, 477 p.
- 14- BONNEL L. et POUHAIR D., 1988** - Lutte biologique contre l'anguillule des racines noeuses (*Meloidogyne* sp.) avec le champignon prédateur *Arthrobotrys irregularis* (soymicel S 350). *Rev. Horti...*, avril 1988, n° 286, pp.56-57.
- 15- BONNEMAISON L., 1961** - Les ennemis des plantes cultivées et des forêts. Ed. A.C.T.A., Paris, Vol.1, 190 p.
- 16- BOUGARRA A., 1993** – Les biopesticides à l'assaut des nématodes du sol: des substances biologiques qui freinent la pullulation des nématodes du sol pourraient contribuer à réduire l'emploi des pesticides chimiques souvent toxiques. *Fiche technique*, périod., jan.1993, n° 250, pp. 78 - 80.
- 17- BRAGA R. LAMBRADAR., RFORNASSI R. et FRATMI N., 2000** – Manuel de formation pour les vulgarisations et les paysans. *F.A.O.*
- 18- BROWN S.M. et SWAIN S.C., 1974** - Increased crop yields following application of *Bacillus penetrans* to field plots infested with *Meloidogyne incognita*. *Rev. Soil Biol. Chemist.*, Vol. 17. pp. 483-486.
- 19- BUYCK B., 1986** - Première contribution à un inventaire des champignons nématophages en Belgique. *Mycologia Belgica*, n°9, pp. 27 - 36.
- 20- CAPORALINO C.D. et MATTZI E.I., 1998** - Lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *Rev. Horti.*, n° 392, pp. 25-30.
- 21- CARTILE N.J., et WATKINSON S.C., 1994** - *The fungi*. Academy Press, New-York, 205 p.
- 22- CASTAGNOGNE P., 1999** - Limites de l'utilisation de la résistance aux nématodes à galles chez la tomate. *Rev. Phytoma*, n° 522, pp. 61- 63.
- 23- CAYROL J.C, 1971** - *Rôle des nématodes dans l'équilibre biologique des sols, influence des traitements nématicides* .Ed. A.C.T.A., Paris, 273 p.
- 24- CAYROL J.C., 1983** - Lutte biologique contre les *Meloidogyne* sp. au moyen d'*Arthrobotrys irregularis*. *Rev. Nemato.*, Vol. 6, n° 2, pp. 265-273.
- 25- CAYROL J.C., CAPOROLINO D. et MATTEI P., 1992** - La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *Rev. Hort.* n°287, pp.36-37.

- 26- CLAPPERTON J., 2005** - Le sol est plus important que la terre. *Rev Tech.Cult.*, n° 34, septembre/octobre 2005, p.24.
- 27- COOK R.C. et GODFREY B.E.S., 1964** - Nématodes fungi. *Rev.Mycological Society*, pp. 63-72.
- 28- DALMASSO A., MISSONNIER J., 1986** - La lutte intégrée contre les nématodes des cultures: Intérêt des variétés résistantes. *Rev. Phytoma*, n°378, pp. 13 - 16.
- 29- DEGUIRAN G., 1970** - Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites des cultures tropicales. *Cah . O.R.S.T.M.*, Série Biol., n°11, pp. 151-186.
- 30- DEGUIRAN G., 1979** - *Life cycle of Meloidogyne species and factors influencing their development in root knot nematode:systematic,biology and control*. Ed. Acad. Press, London,191 p.
- 31- DEGUIRAN G., 1983** - Facteurs induisants chez *Meloidogyne incognita* un bloc du développement des œufs considérés comme une diapause. *Rev Nématol.*, Vol.3, n° 1, pp. 155-121.
- 32- DENBELDER E., 1994** – Trapping of root-knot nematodes by the adhesive hyphae forming fungus *throbotry soligospora*..*Conf.Inter.,I.C.A.R.A.,Aleppo, Syria, mars1994*,Vol.16, n° 21 pp. 16-25.
- 33- DUVAL J., 1991** - Les nématodes de la tomate. *Rev. Agro. Biol.* Vol. 1, n° 320, 7 p.
- 34- EIENSENBACK J.D., 1985**-Diagnostic characters useful in the identification of four most common species of root knot nemtodes *Meloidogyne* species. *Jour.Nemato*Vol.14,n° 3, pp. 339-343.
- 35- ENNELIE S. et TOROS S., 1996** - Investigation on biology of root-knot nematode [*Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) chitwood] harmful on tomatoes. *Journ. Phytopato.*, Vol.25, n°3, pp. 109-116.
- 36- FRITSCH J., 2001** - La désinfection des sols par les fumigants. *Rev.Phyto.*,n°542,pp.24-27.
- 37- FOURY C., 1995** - Lutte contre les parasites et ennemis d'origine tellurique vers une stratégie plus intégrante? *Rev. Horti.*, n° 356, pp. 21-29.
- 38- GRAY N.F., 1985** - Ecologie of nematophagous fungi:distribution and habitats. *Rev. Ann. Biol.*, n° 102, pp. 501-509.

- 39- HOURIA A., 2004-** Faire de l'I.T.C.M.I. une institution de puissance publique. *Journ.nouvelle république*. 3 Juil. 2004. 1p.
- 40- HAMMACHE M., 1994 -** *Etude préliminaire de quelques aspects de lutte biologique contre les Meloidogyne sous serres en Algérie*. Thèse Mag., Inst., Agro.,El-Harrach, 66 p.
- 41- HOLTSMAN O.V.,1965 -** Les nématode de la papaye *Carica papaya* en Hawaii. *Rev.Agri.*n° 36, 26p.
- 42- JACOB P., 1997 -** [Investigations of the effect of nematophagous fungi against *Meloidogyne* sp. in vitro an in *Lycopersicon esculentum*.] *Rev.Nematol.*, Vol.68, n° 1, 45p.
- 43- JONES F.G.W.,1982 -** *The sol plant environment in plant nematology*. Ed.Southey, London, 142 p.
- 44- KERRY B., 1992 -** Commande biologique des nématodes: perspectives et occasion. *Rev. Nematol.*, Vol.30, n° 1, pp. 172.
- 45- KHAN M.R. et GOSWAMI B.K., 2000 -** In vitro evaluation of indian isolates of *Paecilomyces lilacinus* against *Meloidogyne incognita* eggs. *Journ. Nemato.* Vol.30, n°1, pp.96 -97.
- 46- Kreutzer W.A., 1965 -** *The reinfestation of treated soil ecology of soil borne plant pathogens*. Ed.Press. California, 508 p.
- 47- LAMBERTI F. DADDABO T., GRECO P., SASANELLI N. et CARELLA A., 2000 -** Chemical control of *Meloidogyne javanica* on tomato. *Rev. Nematol.*, Vol.70,n° 2, pp.66-70.
- 48- LAMBERTI F., 1979 -** *Les nématodes du genre Meloidogyne*. Ed. Acad., New-work, 423 p.
- 49- LOPEZ T., 2000 -** Emploi d'un nouveau nématicide biologique pour la protection racinaire du bananier plantain (*Musa AAB*) multiplié par microproagation. *Rev.Info musa*, Vol. 9, n° 2, pp. 8 - 9.
- 50- LORRAIN R., 1998 -** Sur la biologie des Nématodes. *Rev. Horti.*, n° 392, pp. 14 -15.
- 51- LUNG G., FRIED A. et SCHMIDT U., 1997 -** Biological control of nematodes with the enemy plant *Tagetes* sp. *Rev. Nematol.*, Vol.66, n° 3, p. 200.

- 52- MAGGENTI A.R., 1983** - *Nematodes higher classification as influenced by species and family concepts*. Ed., Academic press, London and New-York, 40 p.
- 53- MEDJAHED F., 2004** - L'Algérie continue d'importer la tomate "Le volume de production en tomate fraîche demeure encore faible comparativement aux pays voisins, notamment la Tunisie et le Maroc. *Journ. Liberté*, 11 Dec. 2004, 1 p.
- 54- MOHAMMAD A. et ABDOUL M., 2000** - Roles of organic soil amendments and soil organisms in the biological control of plant-parasitic nematodes. *Rev. Nematol.*, Vol. 70, n° 2, p.100.
- 55- NEVEU C., CASTAGONE P. et ABAD P., 2001** - Recherche de gènes impliqués dans la virulence du nématode parthénogénétique *Meloidogyne incognita*. *I.N.R.A.*, Antibes, 1 p.
- 56- NORDBRING - HERTZ B., 1979** - Action of nematode trapping fungus shows lectin-mediated host microorganism interaction. *Rev. Nature*, n°281, pp. 477- 479.
- 57- PHILLIP J. 2001** - Nematophagous fungi. *Guide of fungus*. pp. 1-2.
- 58- QUEZEL et SANTA, 1962** – *Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales*. Ed. Centre National de la Recherche scientifique, T.1, Paris, 565 p.
- 59- REDDY P., 1983** - *Plant Nematology*. Ed. Agri. Publ. Acad., India, 287 p.
- 60- RITTER M., 1971** - *Les nématodes et l'agriculture in les nématodes des cultures*. A.C.T.A., Paris, pp. 9-62.
- 61- RITTER M., 1985** - Connaissance nouvelles sur la biologie des nématodes, conséquences pratiques. *Rev. Agri. France*, T.71, n° 7, pp. 691-701.
- 62- SAUNKARANARAYANAN C. HUSSAINI S.S., KUMAR P.S. et RANGESHWARAN R., 2000** - Biological control of *Meloidogyne incognita* (Kofoid and white 1919) Chitwood 1949 on tomato by *Verticillium chlamydosporium* goddard cultured on different substrates. *Nemato. Abst.*, Vol.70, n° 2, pp. 70.
- 63- SCOTTOS LAMASSESE C., 1986** - Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites. *Jour.d étude*, France, pp. 22-35.

- 64- SHERBER C., 1995** -Champignons carnivores -Vue d'ensemble des espèces.
Rev. Das Taublatt, n°33, 2 p.
- 65- SIDDIQUI Z.A. et MOHAMED I., 1996** - Biological control of plant parasitic nematodes by fungi. *Rev. Nemat. Abst.*, Vol. 66, n° 3, pp. 165.
- 66- TAYLOR A .L., 1968** - *Introduction à la recherche sur les nématodes phytoparasites*. Man. F.A.O., Rome, 135 p.
- 67- TTIETZ J., 2001** - *Des champignons têtes de pont de l'agriculture biologique*. Ed. G.V.O.M., Costa Rica, 4 p.
- 68- VANGUNDY S.D., 1958** - Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. *Rev. Phytop.* n° 57, pp. 559-571
- 69- ZHAO Q., ROBIN R.T. et STEWART J.M., 2001** - Effect of different soils on the reproduction of reniform nematode. *Nemat. Abst.*, Vol. 70, n° 3, p. 183.
- 70- ZUCHERMAN B.M., 1971** - *Plant parasitic nematodes*. Ed. P.H.B., Vol. III, New York., 274 p.

Questionnaire

Région :

Domaine :

E.A.C. ou E.A.I. :

Privé :

Nombre de serre :

Nature du sol :

Précédent cultural :

La culture en place :

La variété :

Méthodes culturales utilisées :

Principe de la désinfection des sols :

- Produits utilisés :
- Sur combien d'années :
- Période d'utilisation du produit :
- Matériel utilisé :
 - Pal. injecteur
 - Pal. Inj. tracté
 - Seau

Ancienneté de la serre :

Irrigation utilisée :

La fertilisation :

Autres produits utilisés pour lutter contre d'autres maladies :

Tableau n° : classification des champignons nématophages (prédateurs et parasites) des nématodes repertoriés

Mode de vie	Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	sub. famille	Genre	Espèce	organe de capture
prédateur	Fungi	Denteromycota	Denteromycetes	Moniliales	Moniliaceae	Hydidiymae	<i>Arthrotrichys</i>	<i>A. dactyloides</i>	anneaux constricteurs
								<i>A. musiformus</i>	réseaux adhésifs
								<i>A. oligospora</i>	réseaux adhésifs
prédateur	Fungi	Denteromycota	Denteromycetes	Moniliales	Moniliaceae	Hydidiymae	<i>Dactylaria dactylella</i>	<i>D. brocopaga</i>	boutons adhésifs
								<i>D. ellyospora</i>	anneaux constricteurs
								<i>D. leptospora</i>	anneaux constricteurs
parasite des œufs	Fungi	Zygomycota	Zygomycetes	Mucorales	Mucoraceae		<i>Rhopalomyces</i>	<i>R. elegans</i>	spores adhésives
parasite des œufs	Fungi	Denteromycota	Denteromycetes	Moniliales	Moniliaceae	Hyiospore	<i>Harposporium</i>	<i>H. anguillulae</i>	spores perforantes
								<i>H. bysmatosporium</i>	spores perforantes
prédateur	Fungi	Zygomycota	Zygomycetes	Zoopagales	Zoopagaceae		<i>Stylopage</i>	<i>S. cephalode</i>	hyphes adhésifs
parasite des œufs	Fungi		Chytridomycetes	Lagenidiales	Lagenidiaceae		<i>Myzocytiium</i>	<i>Myzocytiium</i> sp	spores perforantes
								<i>T. aphanapaga</i>	

Tableau n° 03 : présentation fréquentielle des différents champignons nématophages dans les dix domaines dans un sol traité à 10cm de profondeur.

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	37,5	25	0	0	0	0	12,5	0	0	0	0	0
Zone 33	12,5	25	25	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Djad Boualem	0	100	50	12,5	25	0	0	0	0	0	0	0
Mokhtari	25	62,5	12,5	12,5	0	12,5	25	0	0	12,5	0	0
Yakoubi	50	62,5	0	0	25	0	0	25	0	0	12,5	25
Chamouni	37,5	0	0	0	12,5	0	0	12,5	37,5	0	0	0
Bouزيد Mohamed	0	50	25	0	12,5	12,5	0	0	0	0	12,5	0
Mimouni	12,5	87,5	37,5	0	0	0	0	0	0	25	0	0
Ali Khodja	12,5	50	25	0	0	0	0	50	0	0	25	0
Abad Hamid	25	100	37,5	0	25	0	0	0	0	0	0	0

Tableau n° 04 : présentation fréquentielle des différents champignons nématophages dans les dix domaines dans un sol traité à 20cm de profondeur.

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	12,5	75	0	0	0	0	62,5	0	0	0	0	0
Zone 33	62,5	87,5	25	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Djad Boualem	25	37,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mokhtari	0	37,5	25	0	12,5	0	50	0	0	12,5	0	0
Yakoubi	0	75	0	0	25	0	0	37,5	0	0	25	0
Chamouni	25	50	0	25	0	0	0	0	0	0	0	0
Bouزيد Mohamed	0	37,5	0	0	0	37,5	0	25	0	0	25	0
Mimouni	25	75	50	0	0	0	0	0	0	25	0	0
Ali Khodja	0	50	50	25	0	0	0	25	0	0	0	0
Abad Hamid	0	100	0	37,5	12,5	0	0	37,5	0	0	0	0

Tableau n° 05 : présentation fréquentielle des différents champignons nématophages dans les dix domaines dans un sol traité à 30cm de profondeur.

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	0	87,5	0	0	0	0	25	0	0	0	0	0
Zone 33	37,5	37,5	0	0	0	0	37,5	0	0	0	0	0
Djad Boualem	0	50	37,5	0	12,5	0	0	12,5	0	0	0	0
Mokhtari	12,5	62,5	25	37,5	12,5	0	25	0	0	25	0	0
Yakoubi	37,5	62,5	0	25	12,5	0	0	25	0	0	25	0
Chamouni	37,5	12,5	0	0	37,5	0	0	0	0	25	0	0
Bouزيد Mohamed	12,5	50	12,5	0	12,5	37,5	0	0	0	0	12,5	0
Mimouni	25	37,5	25	0	0	0	0	25	0	12,5	0	0
Ali Khodja	37,5	100	0	25	0	0	0	0	0	0	0	0
Abad Hamid	0	62,5	0	12,5	25	0	0	50	0	0	0	0

Tableau n° 06 : présentation fréquentielle des différents champignons nématophages dans les dix domaines dans un sol non traité à 10cm de profondeur.

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	25	100	0	0	0	0	62,5	0	0	0	0	0
Zone 33	25	50	12,5	0	0	0	0	25	0	0	0	0
Djad Boualem	0	50	0	0	25	0	0	0	0	0	0	0
Mokhtari	25	50	12,5	37,5	0	0	50	12,5	0	37,5	0	0
Yakoubi	37,5	37,5	0	12,5	12,5	0	0	50	0	0	25	12,5
Chamouni	25	37,5	0	0	12,5	0	0	50	0	12,5	0	0
Bouزيد Mohamed	25	87,5	12,5	0	12,5	12,5	0	25	0	0	25	0
Mimouni	0	87,5	37,5	0	0	0	0	0	0	25	0	0
Ali Khodja	12,5	87,5	12,5	0	0	0	0	37,5	0	0	0	0
Abad Hamid	0	87,5	37,5	0	25	0	0	0	0	0	0	0

Tableau n°7 : présentation fréquentielle des différents champignons nématophages dans les dix domaines dans un sol non traité à 20cm de profondeur.

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	12,5	100	0	0	0	0	50	0	0	0	0	0
Zone 33	62,5	62,5	0	0	0	0	0	12,5	0	0	12,5	0
Djad Boualem	62,5	75	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mokhtari	0	50	25	0	25	0	37,5	0	0	0	0	0
Yakoubi	37,5	75	0	12,5	25	0	0	37,5	0	0	12,5	0
Chamouni	0	0	0	0	50	0	0	0	62,5	0	0	0
Bouزيد Mohamed	0	50	12,5	0	0	25	0	62,5	0	0	37,5	0
Mimouni	12,5	62,5	25	0	0	0	0	0	0	12,5	0	0
Ali Khodja	12,5	75	12,5	12,5	0	0	0	12,5	0	0	0	0
Abad Hamid	0	87,5	0	12,5	25	0	0	37,5	0	0	0	0

Tableau n°8 : présentation fréquentielle des différents champignons dans les dix domaines dans un sol non traité à 30cm de profondeur nématophages

Domaines	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	H.b
Bounaama Djilali	0	87,5	0	0	0	0	50	37,5	0	0	0	0
Zone 33	12,5	100	37,5	0	0	0	0	37,5	0	0	0	0
Djad Boualem	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mokhtari	0	50	25	25	25	0	37,5	0	0	0	0	0
Yakoubi	12,5	37,5	25	12,5	37,5	0	0	12,5	0	0	12,5	12,5
Chamouni	25	0	0	0	0	37,5	0	0	75	0	0	0
Bouزيد Mohamed	25	37,5	0	0	25	12,5	0	12,5	0	0	50	0
Mimouni	25	75	12,5	0	0	0	0	25	0	12,5	0	0
Ali Khodja	0	100	0	12,5	0	0	0	0	0	0	0	0
Abad Hamid	0	62,5	0	25	50	0	0	12,5	0	0	0	0

Tableau n° 09 : Taux de présence du champignons dans les 3 profondeurs dans des sols traités.

Champignons Profondeurs	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	M.b
10cm	80	90	70	20	50	20	20	30	10	20	30	10
20cm	50	100	40	30	30	10	20	40	0	20	20	0
30cm	70	100	40	40	60	10	30	40	0	30	20	0

Tableau n° 10 : Taux de présence du champignons dans les 3 profondeurs dans des sols non traités.

Champignons Profondeurs	A.d	A.m	A.o	D.e	D.b	D.l	Myz	Rh.e	T.a	S.c	H.a	M.b
10cm	70	100	60	20	50	10	20	60	0	30	20	10
20cm	60	90	40	30	40	10	20	50	10	10	30	0
30cm	50	90	40	40	40	20	20	60	10	10	20	10

Tableau n° 11 : Analyse de la variance sol traité à 10 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	26 670,57	11	2 424,60	11,18	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	23 421,88	108	216,87			
Total	50 092,45	119				

Tableau n° 12 : Analyse de la variance sol traité à 20 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	31 015,63	11	2 819,60	11,94	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	25 500,00	108	236,11			
Total	56 515,63	119				

Tableau n° 13 : Analyse de la variance sol traité à 30 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	24 983,07	11	2 271,19	11,83	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	20 734,38	108	191,98			
Total	45 717,45	119				

Tableau n° 14 : Analyse de la variance sol non traité à 10 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	36 640,63	11	3 330,97	15,64	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	23 000,00	108	212,96			
Total	59 640,63	119				

Tableau n° 15 : Analyse de la variance sol non traité à 20 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	32 733,07	11	2 975,73	10,85	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	29 609,38	108	274,16			
Total	62 342,45	119				

Tableau n° 16 : Analyse de la variance sol non traité à 30 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	31 843,75	11	2 894,89	9,9	0,00	1,88
A l'intérieur des groupes	31 593,75	108	292,53			
Total	63 437,50	119				

Tableau n° 17 : Analyse de la variance entre sol traité et sol non traité à 10 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	4 170,57	11	379,14	1,59	0,11	1,88
A l'intérieur des groupes	25 765,63	108	238,57			
Total	29 936,20	119				

Tableau n° 18 : Analyse de la variance entre sol traité et sol non traité à 20 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	2 295,57	11	254,14	0,8	0,64	1,88
A l'intérieur des groupes	21 890,63	108	316,41			
Total	24 186,20	119				

Tableau n° 19 : Analyse de la variance entre sol traité et sol non traité à 30 cm de profondeur.

Source des Variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	probabilité	Valeur critique pour F
Entre groupes	2 795,57	11	254,14	0,8	0,64	1,88
A l'intérieur des groupes	34 171,88	108	316,41			
Total	36 967,45	119				

Tableau 20 : Produits utilisés

Régions	Région	de	Staouali	Région	de	Bordj el	Kiffen	
Domaines	Bouaama djillali	Zone 33	Djad Boualem	Mokhtari Yakoubi Chamouni	Bouzid Med	Mimouni	Ali khoudja	Abad hamid
Produits nématocides	-DD fumigant -Basamid (Dazomet)	-Mocap -DD fumigant	-Mocap -DD fumigant	-DD fumigant -DD fumigant	-Mocap -DD fumigant	-Mocap -DD fumigant	-Mocap -DD fumigant	-Mocap -DD fumigant
Autres	-Engrais -Fumier de cheval -Lanate -Cuprosan	-Engrais -Fumier -Lanate - Cuprosan	-Engrais -Fumier -Lanate	-Engrais -Fumier -Lanate -Pirimor	-Engrais -Fumier -Lanate	-Engrais -Fumier	-Engrais -Fumier -Lanate	-Engrais -Fumier

Lanate : produit contre les mineuses

Cuprosan : produit contre le mildiou (fongicide)

Pirimor : produit contre les pucerons (insecticide)

Tableau N° 21 : Rapport détaillé 10 cm sol traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	212.50	21.25	279.51	B
A.m	10	562.50	56.25	1119.79	A
A.o	10	212.50	21.25	314.24	B
D.e	10	25.00	02.50	27.78	C
D.b	10	100.00	10.00	131.94	B
D.l	10	25.00	202.50	27.78	C
Myz.	10	37.50	03.75	71.18	C
Rh.e	10	87.50	08.75	279.51	C
T.a	10	37.50	03.75	140.63	C
S.c	10	37.50	03.75	71.18	C
H.a	10	50.00	05.00	76.39	C
H.b	10	25.00	02.50	62.50	C

PPDS=12.37

Tableau N° 22 : Rapport détaillé 20 cm sol traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	150.00	15.00	409.72	B
A.m	10	625.00	62.50	520.83	A
A.o	10	150.00	15.00	444.44	B
D.e	10	87.50	08.75	210.07	B
D.b	10	50.00	05.00	76.39	B
D.l	10	37.50	03.75	140.63	B
Myz.	10	112.50	11.25	571.18	B
Rh.e	10	125.00	12.50	27.78	B
T.a	10	0.00	0.00	0.00	C
S.c	10	37.50	03.75	71.18	B
H.a	10	50.00	05.00	111.11	B
H.b	10	0.00	0.00	0.00	C

PPDS=12.91

Tableau N° 23 : Rapport détaillé 30 cm sol traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	200.00	20.00	284.72	B
A.m	10	562.50	56.25	633.68	A
A.o	10	100.00	10.00	201.39	B
D.e	10	100.00	10.00	201.39	B
D.b	10	112.50	11.25	154.51	B
D.l	10	37.50	03.75	140.63	C
Myz.	10	87.50	08.75	210.07	B
Rh.e	10	112.50	11.25	293.40	B
T.a	10	0.00	0.00	0.00	C
S.c	10	62.50	06.25	112.85	C
H.a	10	37.50	03.75	71.18	C
H.b	10	0.00	0.00	0.00	C

PPDS=11.63

Tableau N° 24 : Rapport détaillé 10 cm sol non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	175.00	17.50	180.56	B
A.m	10	675.00	67.50	597.22	A
A.o	10	125.00	12.50	208.33	B
D.e	10	50.00	05.00	145.83	C
D.b	10	87.50	08.75	105.90	B
D.l	10	12.50	01.25	15.63	C
Myz.	10	112.50	11.25	571.18	B
Rh.e	10	200.00	20.00	423.61	B
T.a	10	0.00	0.00	0.00	C
S.c	10	75.00	07.50	180.56	C
H.a	10	50.00	05.00	111.11	C
H.b	10	12.50	01.25	15.63	C

PPDS=12.25

Tableau N° 25 : Rapport détaillé 20 cm sol non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	200.00	20.00	631.94	B
A.m	10	637.50	63.75	744.79	A
A.o	10	75.00	07.50	111.11	B
D.e	10	37.50	03.75	36.46	C
D.b	10	125.00	12.50	312.50	B
D.l	10	25.00	02.50	62.50	C
Myz.	10	87.50	08.75	348.96	B
Rh.e	10	162.50	16.25	487.85	B
T.a	10	62.50	06.25	390.63	B
S.c	10	12.50	01.25	15.00	C
H.a	10	62.50	06.25	147.57	B
H.b	10	0.00	0.00	0.00	C

PPDS=13.91

Tableau N° 26 : Rapport détaillé 30 cm sol non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance	Groupe
A.d	10	100.00	10.00	131.94	B
A.m	10	650.00	65.00	1138.89	A
A.o	10	100.00	10.00	201.39	B
D.e	10	75.00	07.50	111.11	B
D.b	10	137.50	13.75	362.85	B
D.l	10	50.00	05.00	145.83	B
Myz.	10	87.50	08.75	348.96	B
Rh.e	10	137.50	13.75	223.96	B
T.a	10	75.00	07.50	562.50	B
S.c	10	12.50	01.25	15.63	B
H.a	10	62.50	06.25	251.74	B
H.b	10	12.50	01.25	15.63	B

PPDS=14.36

Tableau N° 27 : Rapport détaillé 10 cm sol traité /non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance
A.d	10	37.50	03.75	210.07
A.m	10	-112.50	-11.25	1404.51
A.o	10	87.50	08.75	244.79
D.e	10	-25.00	-02.50	97.22
D.b	10	12.50	01.25	15.63
D.l	10	12.50	01.25	15.63
Myz.	10	-75.00	-07.50	284.72
Rh.e	10	-112.50	-11.25	258.68
T.a	10	37.50	03.75	140.63
S.c	10	-37.50	-03.75	71.18
H.a	10	0.00	0.00	104.17
H.b	10	12.50	01.25	15.63

Tableau N° 28 : Rapport détaillé 20 cm sol traité / non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance
A.d	10	-50.00	-05.00	388.89
A.m	10	-12.50	-01.25	710.07
A.o	10	75.00	07.50	250.00
D.e	10	50.00	05.00	145.83
D.b	10	-75.00	-07.50	250.00
D.l	10	12.50	01.25	15.63
Myz.	10	25.00	02.50	27.78
Rh.e	10	-37.50	-03.75	175.35
T.a	10	-62.50	-06.25	390.63
S.c	10	25.00	02.50	27.78
H.a	10	-12.50	-01.25	50.35
H.b	10	0.00	0.00	0.00

Tableau N° 29 : Rapport détaillé 20 cm sol traité / non traité.

Groupes	Nombre d'échantillons	Somme	Moyenne	Variance
A.d	10	100.00	10.00	236011
A.m	10	-87.50	-08.75	904.51
A.o	10	0.00	0.00	416.67
D.e	10	25.00	02.50	62.50
D.b	10	-25.00	-02.50	340.28
D.l	10	-12.50	-01.25	223.96
Myz.	10	0.00	0.00	243.06
Rh.e	10	-25.00	-02.50	513.89
T.a	10	-75.00	-07.50	562.50
S.c	10	50.00	05.00	111.11
H.a	10	-25.00	-02.50	166.67
H.b	10	-12.50	-01.25	15.63

PREMIÈRE CONTRIBUTION À UN INVENTAIRE DES CHAMPIGNONS NÉMATOPHAGES EN BELGIQUE

PAR

B. BUYCK (1)

RÉSUMÉ. — Pour la première fois, la présence de champignons nématophages en Belgique a été étudiée. Cet inventaire préliminaire, comprenant aussi bien des espèces prédatrices que des endoparasites, se rapporte à quelques prés et jardins aux proches environs de Gent (O-VI.). La presque totalité des 34 spécimens énumérés est nouvelle pour la Belgique.

SUMMARY. — *First contribution to a survey of nematophagous fungi in Belgium.* — For the first time, the presence of nematophagous fungi in Belgium has been studied. This preliminary list of 34 species, most of them new for the Belgian flora, is the result of a study of some meadows and gardens in the near neighbourhood of Gent (O-VI.). It includes predacious species as well as endoparasites.

INTRODUCTION

Les champignons nématophages constituent un groupe d'organismes des plus intéressants que l'on trouve dans presque tous les sols ; ils sont extrêmement répandus et jouent certainement un rôle dans les équilibres biologiques du sol.

La polyvalence des champignons nématophages vis-à-vis des nématodes les désigne comme des agents potentiels dans la lutte biologique contre les nématodes phytoparasitaires. Les expériences ont principalement été faites en laboratoire ; leur application dans le domaine pratique a rencontré de nombreuses difficultés, dues à notre ignorance de l'écologie de ces organismes.

Pour la Belgique les connaissances sur la présence de ces organismes sont pratiquement nulles ; les seules mentions publiées de champignons nématophages sont fournies par COEMANS (1863) pour *Arthrobotrys oligospora* et *A. superba* et par RAMMELOO (1973) pour *Harposporium anguillulae*. L'article présent constitue donc la première contribution dans ce domaine.

(1) Laboratorium voor Morfologie, Systematiek en Ecologie van de Planten, Rijksuniversiteit Gent, K. L. Ledeganckstraat 35, B-9000 Gent.

Mém. Soc. Roy. Bot. Belg. 9 : 27-36 (1987). — Poster présenté au Colloque de Mycologie organisé à Mons le 15 novembre 1986.

MATÉRIELS ET MÉTHODES

Ce travail a été réalisé entre octobre 1981 et février 1982. Toutes nos investigations portent sur 8 prairies pâturées par des ruminants aux environs de Gent (Oost-Vlaanderen), notamment à Zwijnaarde, St-Denijs Westrem et Eeklo. Les prélèvements de sol ont été faits à l'aide d'une sonde (diam. 2,5 cm ; profondeur 20 cm). Par prairie un échantillon-mélange a été pris et environ 20 boîtes de Petri furent ensemencées chacune de 2 grammes de sol sur milieu MMA (DUDDINGTON 1955). Le contrôle de la présence de nématophages a été effectué au moins une fois par semaine. Des solutions à 2% d'agar dans une infusion d'excréments de lapin ou de l'eau distillée ont servi de milieu pour les cultures aseptiques et pour les repiquages. L'inoculation des boîtes de Petri se passait selon la méthode des "baited plates" (BARRON 1977), la faune locale de nématodes des échantillons servant de proie, additionnée, par la suite, du nématode *Coenorhabditis elegans*.

Tous les dessins ont été faits d'après des préparations semi-permanentes dans le bleu lactique, à un agrandissement de mille fois à l'aide d'un objectif à immersion.

PRÉSENTATION DES ESPÈCES

Nous avons suivi en grandes lignes le traité de BARRON (1977) et outre les groupes traditionnels des champignons prédateurs et endoparasitaires, nous avons distingué les parasites des œufs de nématodes, bien que dans les conditions naturelles les espèces de cette troisième catégorie peuvent être des parasites importants des adultes. Les espèces rencontrées sont présentées ici par ordre systématique, puis selon leur mode de vie et type de piège.

On réserve le terme d'endoparasite pour les espèces attaquant les anguillules à l'aide de spores adhésives ou perforantes et qui à l'extérieur des nématodes n'existent que sous la forme de spores dormantes.

Le terme prédateur s'applique aux moisissures attaquant leurs proies au moyen de pièges engluants ou mécaniques. Certains auteurs préfèrent au terme «prédateur» (désignant un processus actif et dirigé) le terme «nématophage», décrivant très précisément le résultat final de cet unique mode de vie.

Bien qu'il ait déjà paru plusieurs révisions taxonomiques (RIFAI & COOKE 1966, SCHENK *et al.* 1977) de *Dactylaria*, *Dactylella* et *Arthrobotrys* (transférant par ex. un grand nombre d'espèces au genre *Monacrosporium*), j'ai préféré maintenir les noms classiques et bien connus des espèces.

CHYTRIDIOMYCÈTES (endoparasites)

BLASTOCLADIALES : *Catenaria anguillulae* Sorokin (Fig. 1, a).

OOMYCÈTES

LAGENIDIALES : *Haptoglossa heterospora* Drechsler (Fig. 1, f) ✓
Haptoglossa zoospora Barron (Fig. 1, g)
Myzocyttium div. sp. (Fig. 1, b-e)

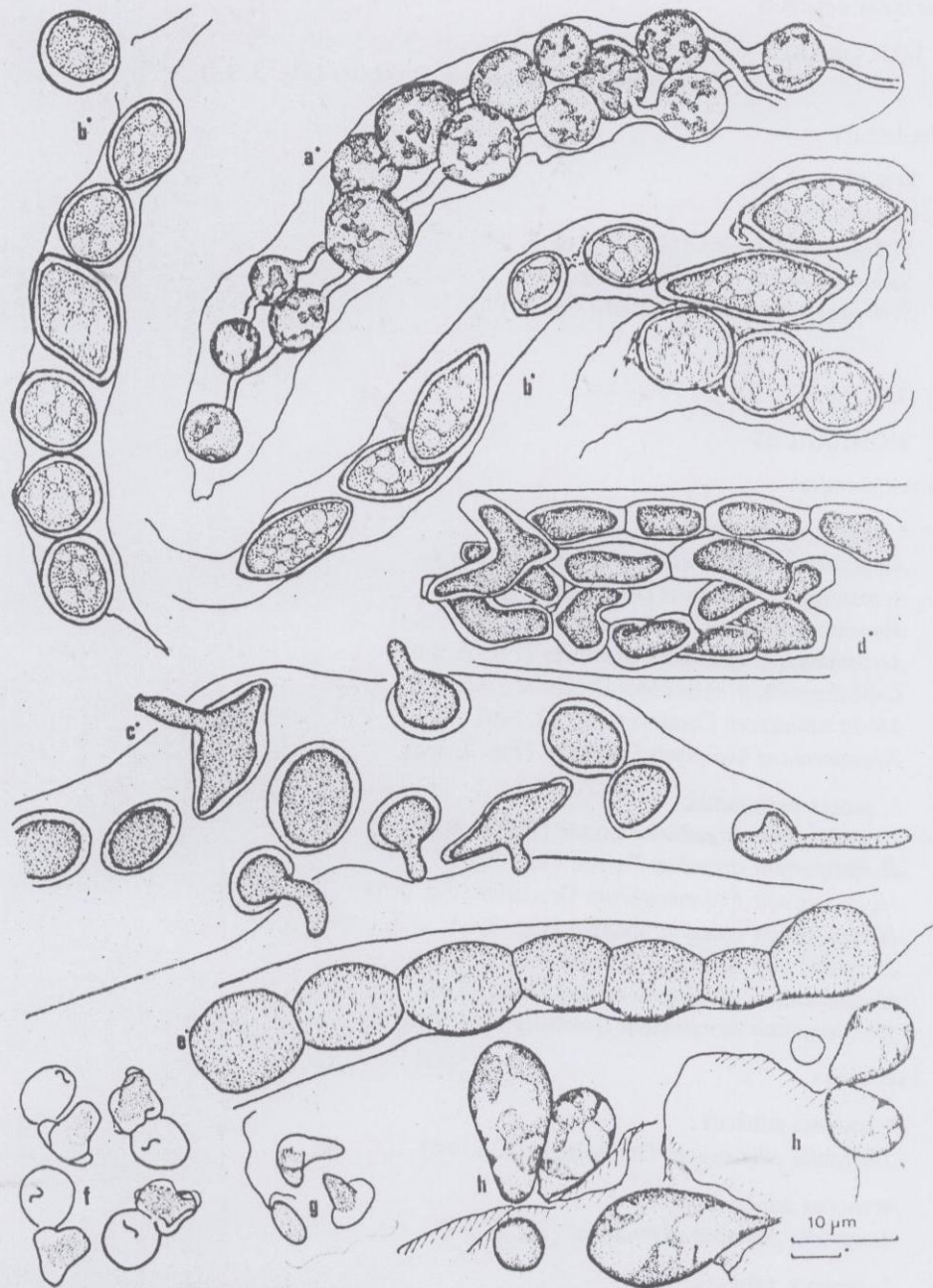


FIG. 1. — a : thalles de *Catenaria anguillulae* remplissant le corps vide d'un nématode ; b-e : *Myzocytyum* (div. sp.), zoosporocystes (b) germant en perforant la cuticule de l'anguillule (c), thalles multicellulaires (d-e) ; f : zoospores secondaires de *Haptoglossa heterospora* ; g : zoospores biflagellées apicalement appartenant à *H. zoospora* ; h : thalles monocentriques appartenant à un Chytridiomycète primitif, probablement *Rhizophydium*.

ZYGOMYCÈTES

a) Parasites des œufs

MUCORALES : *Rhopalomyces elegans* Corda (Fig. 3, d-f) ✓
Helicocephalum oligosporum Drechsler (Fig. 3, g-j)

b) Prédateurs

ZOOPAGALES

* hyphes adhésives :

Stylopage cephalote Drechsler (Fig. 4, a-e) ✓
Stylopage hadra (Drechsler (Fig. 4, i)
Stylopage lelohypha Drechsler (Fig. 4, f-h)

DEUTEROMYCÈTES

MONILIALES

a) Endoparasites

* spores adhésives :

Acrostalagmus goniodes Drechsler (Fig. 2, j-k)
Acrostalagmus obovatus Drechsler (Fig. 2, r)
Acrostalagmus sp. (Fig. 2, n-o) ✓
Acrostalagmus zeosporus Drechsler (Fig. 2, p-q)
Cephalosporium balanoides Drechsler (Fig. 2, s ; 3, a)
Meria coniospora Drechsler (Fig. 2, l-m)
Nematoctonus leiosporus Drechsler (Fig. 3, b-c)

* spores perforantes :

Harposporium anguillulae Lohde (Fig. 2, e-g)
Harposporium arcuatum Barron (Fig. 2, c)
Harposporium bysmatosporum Drechsler (Fig. 2, i)
Harposporium crassum Sheperd (Fig. 2, a) ✓
Harposporium helicoides Drechsler (Fig. 2, b)
Harposporium lilliputianum Dixon (Fig. 2, d)
Harposporium oxycoracum Drechsler (Fig. 2, h)

b) Prédateurs

* boutons adhésifs :

Dactylella ellipsospora Drechsler (Fig. 6, c-e) ✓ *

branches adhésives :

Dactylella cionopaga Drechsler (Fig. 6, g-i)

* réseaux adhésifs :

Arthrobotrys cladodes Drechsler var. *macroides* Drechsler (Fig. 6, k-l)
Arthrobotrys musiformis Drechsler (Fig. 5, e-j)
Arthrobotrys oligospora Fresenius (Fig. 5, k-o) ✓
Arthrobotrys globospora (Sopruncov) Mekhtieva (Fig. 6, j)
Arthrobotrys superba Drechsler (Fig. 5, p-q)



FIG. 2. — a : *Harposporium crassum*, conidies ; b : *H. helicoides*, id. ; c : *H. arcuatum*, id. ; d : *H. lilliputianum*, id. ; e-g : *H. anguillulae*, id. (e), chlamydospores (f), hyphe fertile avec phialides (g) ; h : *H. oxycoracum*, conidies ; i : *H. bysmatosporum*, id. ; j-k : *Acrostalagmus goniodes*, branches fertile avec phialides (j), conidies (k) ; l-m : *Meria coniospora*, conidies (l), conidiophore (m) ; n-o : *Acrostalagmus* sp., fragments de branches fertiles avec phialides (n), conidies (o) ; p-q : *A. zeosporus*, branche fertile (p) et conidies (q) ; r : *A. obovatus*, conidies ; s : *Cephalosporium balanoides*, conidies.

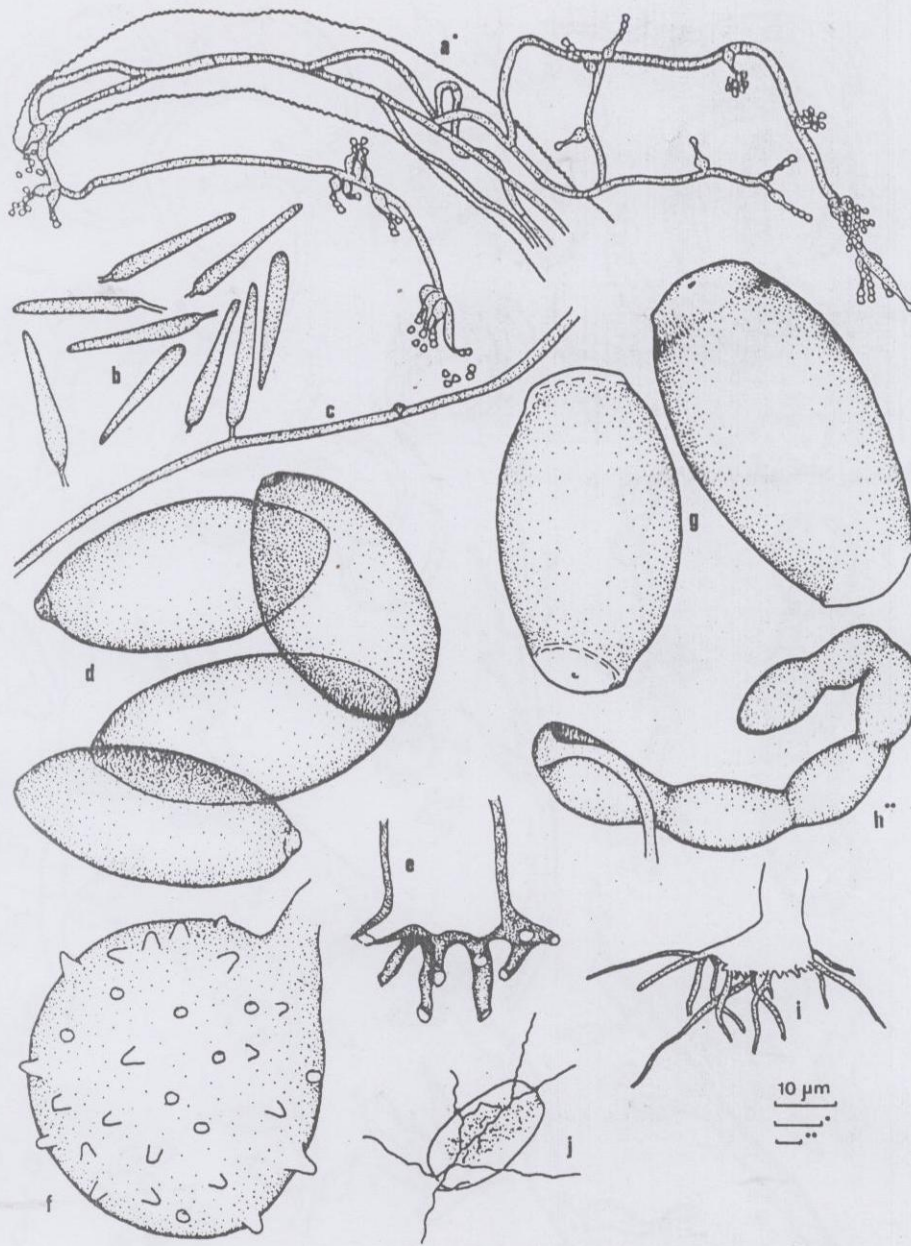


FIG. 3. — a : *Cephalosporium balanoides*, mycélium assimilateur émettant des hyphes fertiles en dehors du nématode ; b-c : *Nematotonus leosporus*, conidies (b) et hyphe fertile (c) ; d-f : *Rhopalomyces elegans*, spores (d), partie inférieure du sporophore montrant la distribution des rhizoïdes (e), columelle (f) ; g-j : *Helleocephalum oligosporum*, spores (g), partie terminale du sporophore montrant la formation des spores (h), partie inférieure du sporophore montrant la distribution des rhizoïdes (i), rameaux grêles formant des appressoria au contact avec un œuf de nématode.

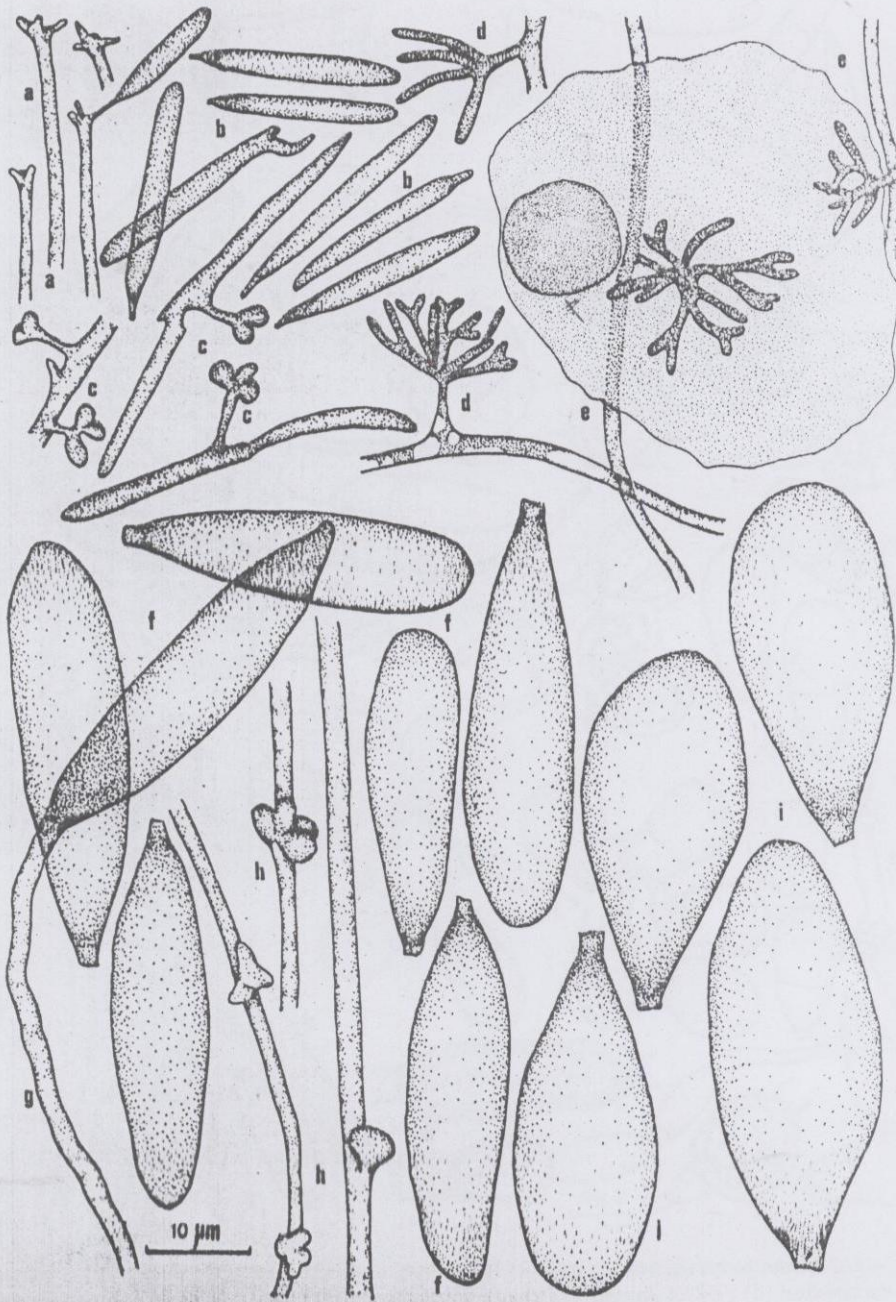


FIG. 4. — a-e : *Stylopaga cephalote*, parties apicales de conidiophores (a), conidies (b), diverticules infestants émanant des spores (c) et des hyphes (d), amibe capturée où se sont étendus deux systèmes assimilateurs (e) ; f-h : *S. leiohypha*, conidies (f), portion terminale d'un conidiophore avec sa conidie apicale (g), portions de filaments mycéliens avec quatre petites masses de substance adhésive (h) ; i : *S. hadra*, conidies.

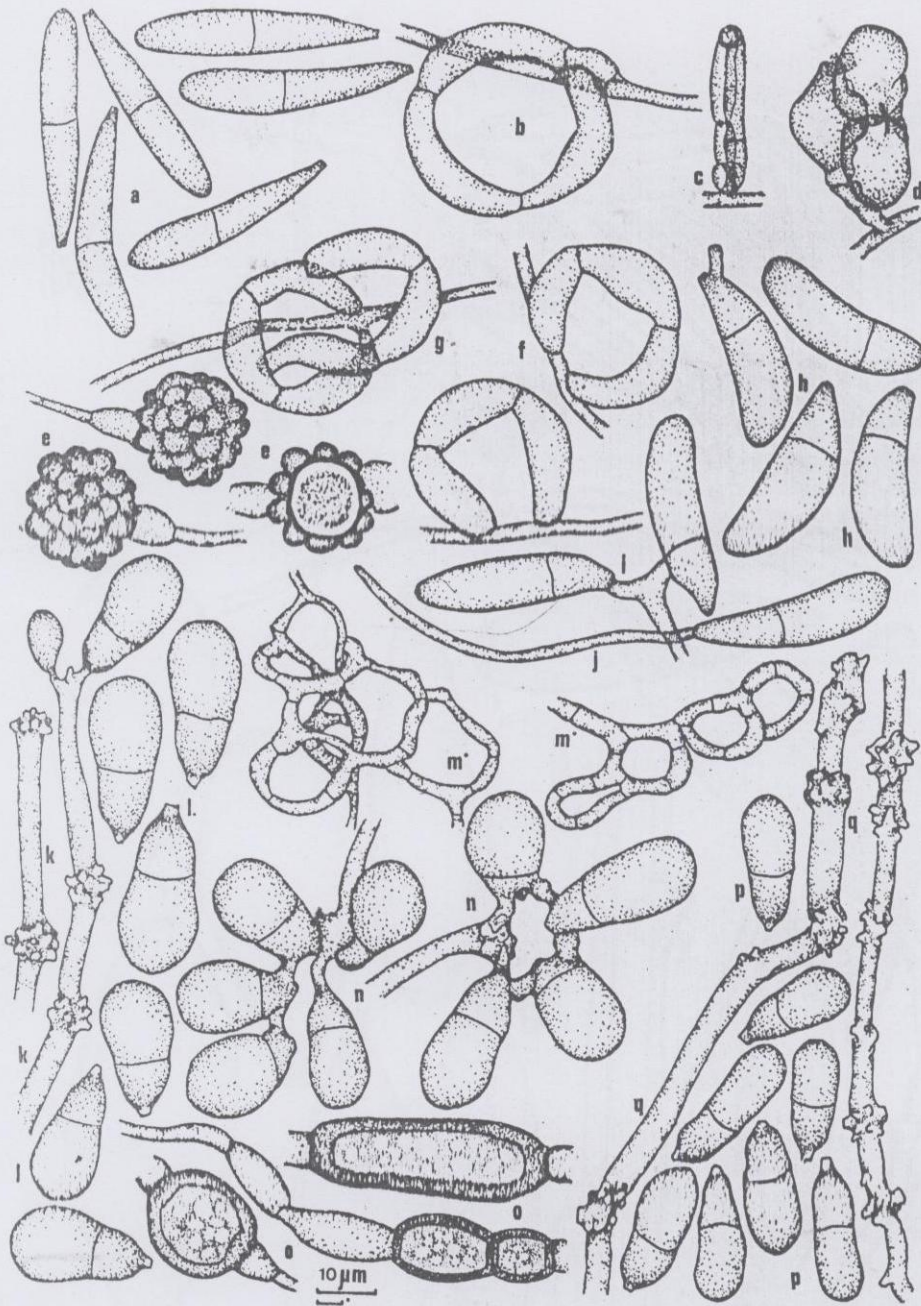


FIG. 5. — a-d : *Arthrobotrys dactyloides*, conidies (a), anneau prédateur ouvert, vue de face (b) et latéral (c), anneau après constriction (d) ; e-j : *A. musiformis*, chlamydospores produites par des filaments submergés dans le substratum, montrant la séparation de la paroi en couches interne et externe (e), mycélium portant des boucles prédatrices simples (f) et un petit réseau prédateur (g), conidies (h) avec tubes de germination (j) parfois fusionnant plusieurs conidies par anastomose (i) ; k-o : *A. oligospora*, portions de conidiophores dénudés (k), conidies (l), réseau de capture (m), groupes assez remarquables de conidies (n), chlamydospores (o) ; p-q : *A. superba*, conidies (p) et portions de conidiophores dénudés (q).

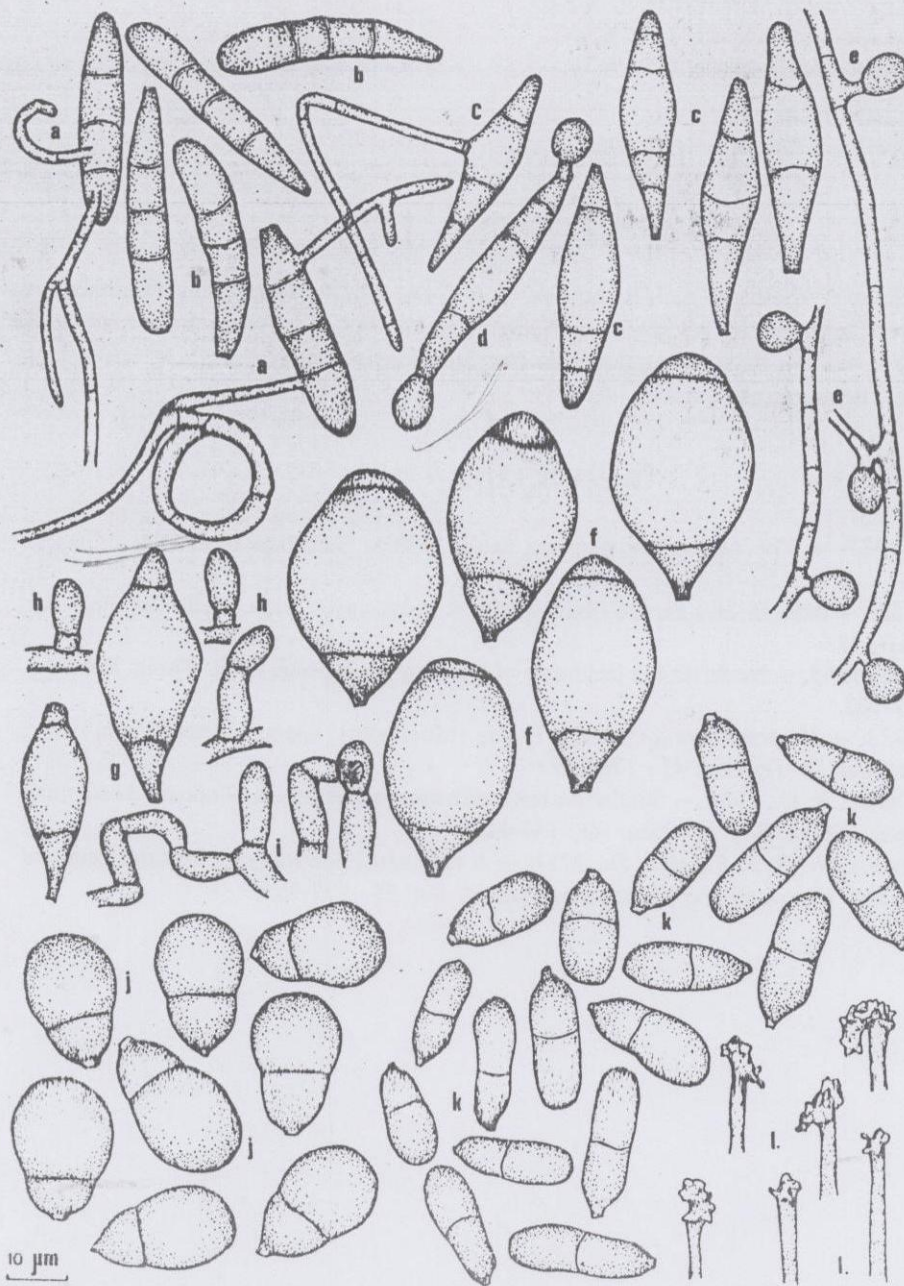


FIG. 6. — a-b : *Dactylaria brochopaga*, conidies qui après être tombées à la surface d'une plaque d'agar au MMA et infestée par des nématodes, ont donné naissance à des hyphes prédatrices (a), conidies (b) ; c-e : *Dactylella ellipsospora* : conidies (c), conidie ayant germé en produisant deux boutons adhésifs pédonculés (e) ; f : *D. doedycoïdes*, conidies ; g-i : *D. cionopaga*, conidies (g), rameaux colonnaires adhésifs des hyphes (h), des processus colonnaires réunis par un arc anastomosique (i) ; j : *Arthrobotrys globospora*, conidies ; k-l : *A. cladodes* var. *macroides*, conidies (k) et portions distales dénudées de conidiophores (l).

é
r
é
z,
s,
ic

s-
nt
ne
s.
ne
es

nt
ar
ur
ce

L.

ons

* anneaux constricteurs :

Arthrobotrys dactyloides Drechsler (Fig. 5, a-d)

Dactylaria bröchopaga Drechsler (Fig. 6, a-b)

Dactylella doedycoides Drechsler (Fig. 6, f)

* anneaux non constricteurs

Dactylella leptospora Drechsler (non figuré).

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier vivement Dr. J. Rammeloo et Prof. Dr. Van der Veken pour leur intérêt et suggestions lors de cette étude ; le Laboratoire de Nématologie de Prof. Dr. Coomans pour le prêt de matériel technique et pour les cultures aseptiques de *Coenorhabditis elegans* ; le Prof. Dr. Heinemann pour les corrections linguistiques.

TRAVAUX CITÉS

- BARRON, G. L., 1977. — The nematode-destroying fungi : 140 p. Canadian Biol. Publ., Guelph, Ontario.
- COEMANS, E., 1863. — Révision des genres *Gonatobotrys* et *Arthrobotrys* Corda. *Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.* 2 : 167-178.
- DUDDINGTON, C. L., 1955. — Notes on the technique of handling predaceous fungi. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 38 : 97-103.
- RAMMELOO, J., 1973. — *Harposporium anguillulae* Lohde (Moniliales). Espèce nématophage, trouvé en Belgique. *Biol. Jb. Dodonea* 41 : 180-182.
- RIFAI, M. A. & COOKE, R. C., 1966. — Studies on some didymosporous genera of nematode-trapping Hyphomycetes. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 49 : 147-168.
- SCHENK, S., KENDRICK, W. B. & PRAMER, D., 1977. — A new nematode-trapping hyphomycete and a reevaluation of *Dactylaria* and *Arthrobotrys*. *Can. J. Bot.* 55 : 977-985.

nematode thus being held (Fig. 1a). Other trapping devices may be grouped as follows:

Adhesive branches (Fig. 1b). These are short, lateral hyphal branches a few cells long, sometimes linking to form two-dimensional networks. Nematodes are trapped on the branches by adhesion.

Adhesive networks (Fig. 1c). The networks originate from short, lateral hyphal branches which curl round and anastomose either with similar branches or with the parent hyphae, thus forming a loop. From these, other loops may be produced, forming a complex three-dimensional structure. Nematodes are held in the networks by entanglement and adhesion.

Adhesive knobs (Fig. 1d). Small spherical or subspherical cells are borne on one- or two-celled lateral hyphae. Only the terminal cell is adhesive.

Constricting rings (Fig. 1e-g). The rings are usually borne on two-celled lateral branches and consist of three arcuate cells. If a nematode passes into the ring, on contact the three cells suddenly enlarge, occluding the lumen of the ring and holding the nematode by constriction.

Non-constricting rings (Fig. 1h). Similar in structure to the constricting ring, these are composed of three curved cells. If a nematode passes into the ring and attempts to force a way through, it becomes firmly wedged and is unable to escape. The rings are non-adhesive.

ENDOZOIC PARASITES

Infection by endozoic parasites is usually by the adhesion of spores to the integument followed by penetration, or through the ingestion of spores by the nematode. After germination the body contents are gradually destroyed as the parasite develops. After exhaustion of available nutrients spore production occurs. In the genus *Nematotomus* some species produce on their fertile hyphae adhesive glandular cells that may trap nematodes, which are then invaded.

THE KEY

1. Endozoic parasites with assimilative hyphae within the host, fertile hyphae of limited extent passing out of the host after death, nematodes sometimes trapped on adhesive cells borne on these hyphae
1. Endozoic parasites with vegetative thalli or hyphal bodies within the host, producing motile or non-motile spores in sporangia or conidia on conidiophores; zygospores or azygospores sometimes formed
1. Non-endozoic predators capturing nematodes on their hyphae by a variety of means, then invading the nematode and assimilating its body contents
2. Fertile hyphae aspiculate, conical branches narrow at base, swelling, then narrowing again, recurved, bearing a single pea-pod shaped or filiform conidium
2. Fertile hyphae septate
3. Conidia pea-pod shaped
3. Conidia filiform

4. Conidia 4.5-5.5 x 1.1-1.3 μ, slightly curved, expanded at distal end, with a pointed protuberance on convex side (Fig. 2a)

Eurytomace obliqua Drechsler (1955)

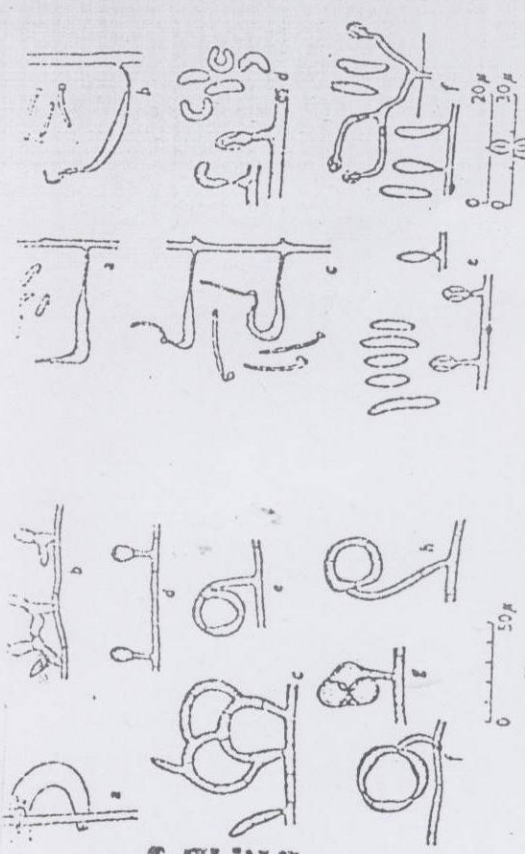


Fig. 1

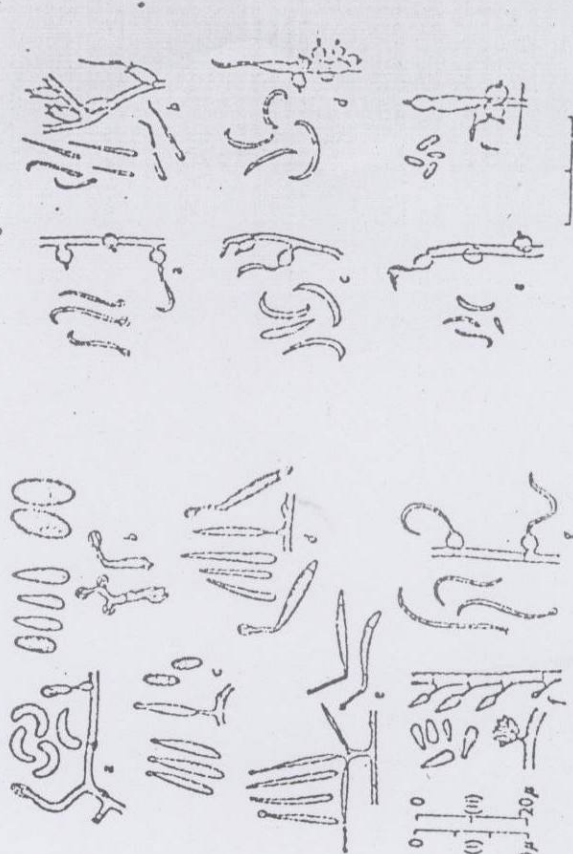


Fig. 2

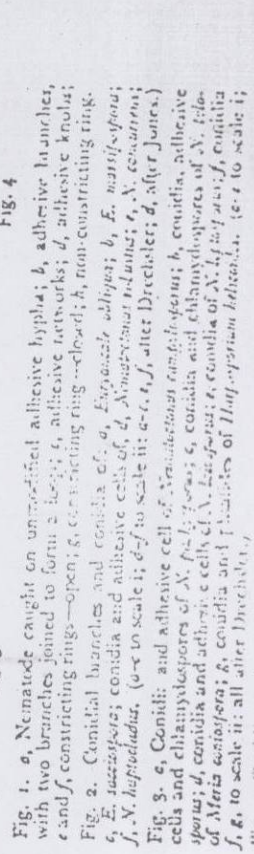


Fig. 3

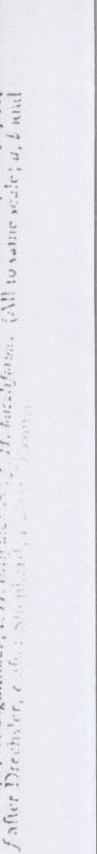


Fig. 4

M.M.B. CHIR
Lab. de Nématologie
L.N.A. 7

163

5. Conidia 7-9 x 1-2-1.6 μ (Fig. 2b)
E. marisipospora Drechsler (1951)
5. Conidia 11-13 x 0.7 μ (Fig. 2c)
F. sacculifera Drechsler (1955)
6. Fertile hyphae with clamp connexions and elongate conidia borne singly or sometimes in groups on conical sterigmata
6. Fertile hyphae lacking clamp connexions
7. Fertile hyphae bearing adhesive cells on which nematodes may be captured
7. Fertile hyphae lacking adhesive cells; the conidium bears a terminal adhesive knob or gives rise to a process bearing one or more adhesive knobs
8. Conidia elongate-cylindrical, 7-12 x 2.5-4 μ , curved (Fig. 2d)
Nematolonus robustus Jones (1964)
8. Conidia ellipsoidal, 10-23 x 3.6-5.6 μ , straight or slightly curved (Fig. 2e)
N. concurrens Drechsler (1946)
8. Conidia cylindrical or elongate-ellipsoidal, 11-18 x 3.3-4.5 μ , tapering slightly towards base (Fig. 2f)
N. hepaticolus Drechsler (1946c)
8. Conidia elongate-ellipsoidal or cylindrical, curved, 10-13 x 2.5-4 μ (Fig. 3a)
N. campylosporus Drechsler (1954a)
9. Chlamydo-spores produced on fertile hyphae, conidia in general less than 20 μ long
9. Chlamydo-spores not produced, conidia in general more than 20 μ long
10. Conidia elongate-ellipsoidal, 12-19 x 4.5-5.5 μ , chlamydo-spores ovoid, 10-31 x 5.5-7.5 μ , yellow, verrucose or echinulate (Fig. 3b)
N. pachysporus Drechsler (1943d)
10. Conidia fusiform 17-22 x 2.3-2.7 μ , tapering distally with an expanded adhesive tip, chlamydo-spores ellipsoidal or obovoid, 8-11 x 4-4.3 μ , yellow, verrucose (Fig. 3c)
N. tylosporus Drechsler (1941b)
11. Sterigmata unbranched, bearing a single conidium, conidia digitiform, 20-27 x 2.6-3.4 μ , slightly curved, tapering distally (Fig. 3d)
N. trisporus Drechsler (1941b)
11. Sterigmata with up to four arms each bearing a conidium, conidia fusiform or digitiform, 21-23 x 1.7-2.2 μ , tapering distally with an expanded adhesive tip (Fig. 3e)
N. leptosporus Drechsler (1943a)
12. Conidia borne on sterigmata, no phialides
12. Conidia borne on subspherical or flask-shaped phialides, phialides frequently in whorls
13. Conidia conical, 4-7 x 1.0-2.5 μ , basally rounded, sometimes with a small apical swelling, conidia in a terminal cluster on each sterigma (Fig. 3f)
Meria coniospora Drechsler (1941b)
14. Conidia filiform, straight, slightly curved, arcuate or pod-shaped, phialides usually subspherical
14. Conidia bacilliform, ellipsoidal, spherical, angled or rounded polyhedral, phialides usually flask-shaped
15. Conidia filiform, curved, distally hooked, sometimes with a basal mucus drop following disjunction
15. Conidia arcuate or straight, not barbed
15. Conidia pea-pod shaped, barbed at one or both ends
16. Conidia 20-45 x 0.7-1.8 μ , usually coiled in a 2 spiral, up to three sterigmata on each phialide (Fig. 3g)
Harpatorium helicotides Drechsler (1941b)
16. Conidia 15-25 x 0.7-1.4 μ , each phialide with a single sterigma (Fig. 4a)
H. oviforme Drechsler (1941b)
16. Conidia 12-20 x 1-1.8 μ , sometimes straight, tapering distally, each phialide with 4-6 sterigmata (Fig. 4b)
17. Conidia arcuate
17. Conidia straight or only slightly curved
18. Conidia elongate, 18-22 x 2-3 μ , pointed at both ends (Fig. 4c)
H. erasinum Shepherd (1955)

18. Conidia elongate, 6-10 x 1-2 μ , pointed at both ends (Fig. 4d)
H. nigricollis Lohse 1971 (Karting, 1958)
18. Conidia short, 4.5-9 x 1-1.5 μ , not usually pointed (Fig. 4e)
H. liliputanum Dixon (1952)
19. Conidiophore clavate, short, up to 15 μ long, conidia bacilliform, 2.5-5 x 0.7-1.5 μ (Fig. 4f)
H. bacilliforme Drechsler (1959)
19. Conidiophore long, up to 200 μ , conidia cylindrical, 3-5 x 0.9-1.2 μ , rounded (Fig. 5a)
H. acyclus Drechsler (1959)
20. Conidia barbed at one end, 4.5-5 x 0.8-2.1 μ , distally broad, and rounded (Fig. 5b)
H. lysimachiorum Drechsler (1946b)
20. Conidia barbed at both ends, 3.5-4 x 1-1.5 μ (Fig. 5c)
H. dictyonum Drechsler (1941b)
21. Conidia spherical, phialides in whorls
21. Conidia not spherical, in terminal clusters on phialides
22. Conidia 2-3 μ diam., in a terminal cluster on phialide (Fig. 5d)
Verticillium sphaerosporum Goodley (1951)
22. Conidia 1.3-1.7 μ diam., in a terminal cluster on phialide (Fig. 5e)
Sphaeria coccoispora Drechsler (1941b)
23. Phialides not in whorls but occurring singly or in groups of two or more
23. Phialides in whorls
24. Conidia more or less triangular in outline, 2.4-2.8 x 2-3 μ diam., distally truncate, tapering proximally (Fig. 5f)
Cephalosporium balanoides Drechsler (1941b)
24. Conidia ellipsoidal or obconical, 2 x 3 μ (Fig. 6a)
Acrostalagmus obtusius Drechsler (1941b)
25. Conidia bacilliform, 2-3 x 1.3-1.6 μ (Fig. 6b)
A. lactiniporus Drechsler (1941b)
25. Conidia more or less triangular in outline, 3.5-4.5 x 1.7-2.1 μ , distally truncate, tapering proximally (Fig. 6c)
A. zeoporus Drechsler (1946d)
25. Conidia rounded polyhedral, 1.3-2.1 μ diam., phialides elongate and slender, tapering distally (Fig. 6d)
A. globulus Drechsler (1942)
26. Thallus at first hyphal, later breaking up into hyphal bodies
26. Parasite consisting of separate thalli from the first
27. Hyphal bodies producing conidiophores which pass out of host
27. Hyphal bodies becoming transformed to sporangia producing zoospores
28. Conidiophore distally spiral, at first apiculate, later squate, each cell bearing a single sessile conidium, conidia obovoid, 8-11 x 0.8-1 μ , zoospores sometimes formed in place of conidia (Fig. 6e)
Meristarium asterisporum Drechsler (1940a)
29. Zoospores unflagellate, 40-700 formed in each sporangium, no sexual reproduction (Fig. 6f)
Casuarina anguillulae Sorokin (1976)
29. Zoospores biflagellate, reniform; adjacent hyphal bodies may conjugate, forming thick-walled zoospores (Fig. 6g)
Myzogonium nemicola (Zopf, 1898) Fischer
30. Thalli producing hyphae passing out of the host, the contents of each hypha differentiating into spores
30. Thalli becoming transformed to sporangia producing non-motile spores which are ejected forcibly through papillae pushed through the host cuticle
31. External hyphae 10-100 μ long dividing into 2-12 spores, spores cylindrical 4-9.5 x 3-4.5 μ , irregularly rounded, each producing a bulbous adhesive process after release (Fig. 7a)
Coniosclerite lamibula Drechsler (1941b)
32. Spores clavate, 20-25 x 2.5-3.5 μ , straight or slightly curved, zoospores formed from conjugation of adjacent thalli (Fig. 7b)
Plectiscus subuliformis Dangeard (1903)

33. Nematodes trapped by adhesion to morphologically unmodified hyphae
 33. Nematodes caught in or on traps formed from morphologically modified hyphal branches
 34. Hyphae aseptate, yellow adhesive substance often produced rapidly by hyphae at point of contact with nematode
 34. Hyphae septate, conidia borne singly and terminally on erect, unbranched conidiophores
 35. Conidia obovoid, borne singly at intervals on a simple, erect conidiophore, no sexual stage
 35. No conidia formed, but yellow or hyaline thick-walled chlamydospores produced in a terminal, lateral or intercalary position in or on the substratum
 36. Globular protuberances formed on hypha at point of contact with trapped nematode, conidia obovoid, 20-45 x 13-25 μ
 36. No globular protuberance, conidia elongate-obovoid, 20-35 x 7-18 μ
 36. No globular protuberance, conidia obovate or pyriform, 27-61 x 19-26 μ (Fig. 7d)
 37. Chlamydospores hyaline, globose, elongate-ellipsoidal, ovoid or somewhat lobate, 25-50 x 10-28 μ, always formed laterally on mycelial hyphae, commonly sessile but sometimes on a short pedicel (Fig. 7e)
 37. Chlamydospores yellowish, subspherical or elongate-ellipsoidal, 18-35 x 15-30 μ, intercalary
 37. Chlamydospores yellowish, globose or ellipsoidal, 20-30 μ diam., single and terminal on straight or slightly crooked branches, 2-60 x 3-6 μ, or occasionally intercalary
 38. Conidia obpyramidal, bifurcate, of up to 13 cells, 20-25 μ long (Fig. 7f)
 38. Conidium furcate, trident-like, the teeth being 12-12 x 3.5-5 μ, divided by 3-5 septa (Fig. 7g)
 39. Hyphae aseptate, lateral branches bearing poorly differentiated terminal adhesive knobs
 39. Hyphae septate
 40. Conidia single, erect, spindle-shaped, 180-216 x 7-14 μ, tapering at each end and partially embedded proximally in the substratum, often bearing a distal liquid droplet (Fig. 8a)
 41. Hyphal branches modified to form stalked, lateral adhesive organs a few cells long, sometimes linking to form simple networks, these usually two-dimensional. Conidiophores simple with a single terminal conidium
 41. Hyphal branches modified to form stalked or sessile adhesive, unicellular knobs, no other type of trapping organ present
 41. Hyphal branches modified to form stalked rings, the rings bring non-constricting and sometimes accompanied by stalked adhesive knobs
 41. Hyphal branches modified to form stalked constricting rings
 41. Hyphal branches anastomosing to form simple or complex two- or three-dimensional networks, nematodes caught in or on these by adhesion
 42. Conidia broadly spindle-shaped, 35-60 x 19-21 μ, rounded distally, narrowing proximally, basally truncate, 2- to 5-septate. Adhesive hyphae of 1-7 cells, constricted at the septum, adhesive hyphae sometimes linking to form two-dimensional networks (Fig. 8b)
 42. Conidia turbinate, 27-46 x 16-21 μ, 2-, 3- or commonly 4-septate, the median cell the largest. Adhesive hyphae frequently linking to form two-dimensional networks (Fig. 8c)
 42. Conidia turbinate, 27-46 x 16-21 μ, 2-, 3- or commonly 4-septate, the median cell the largest. Adhesive hyphae frequently linking to form two-dimensional networks (Fig. 8c)
 42. Conidia turbinate, 27-46 x 16-21 μ, 2-, 3- or commonly 4-septate, the median cell the largest. Adhesive hyphae frequently linking to form two-dimensional networks (Fig. 8c)

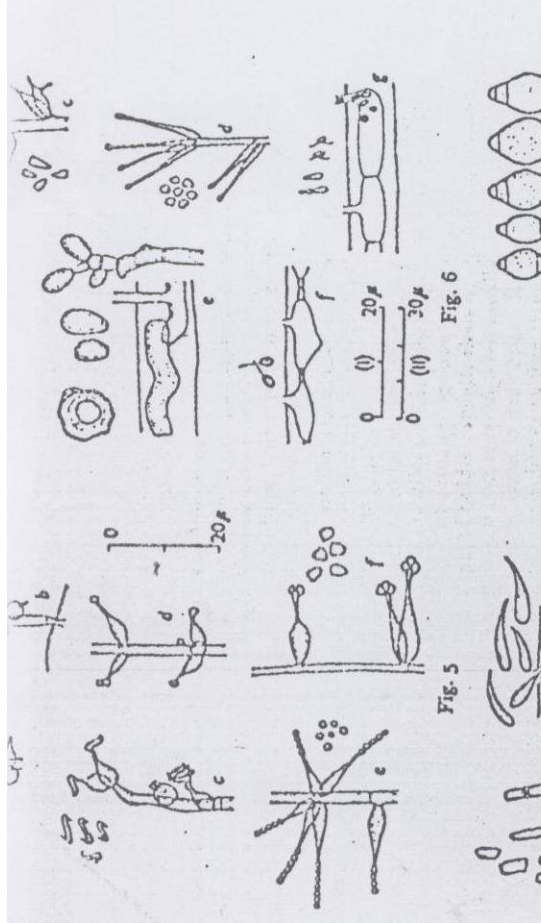


Fig. 5

Fig. 6

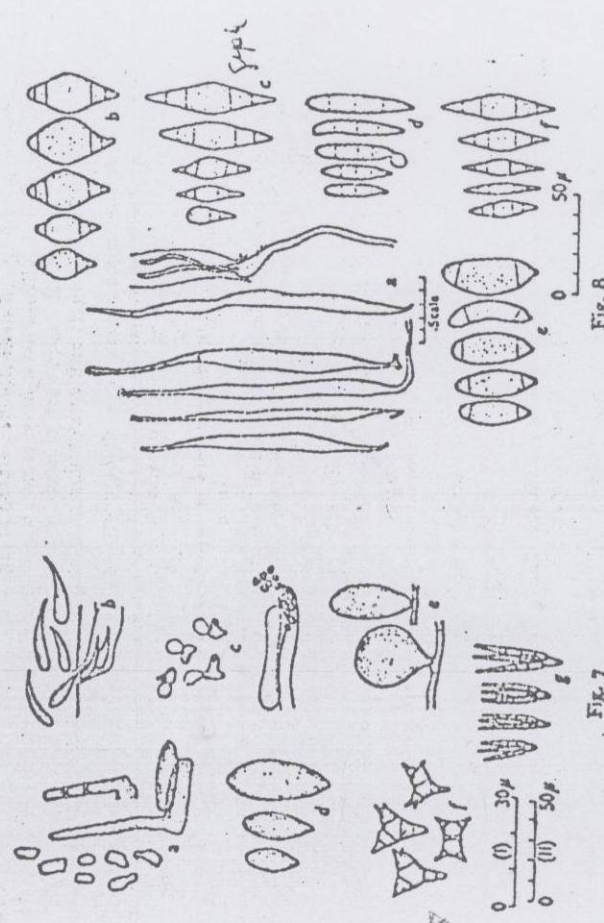


Fig. 7

Fig. 8

Fig. 5. Conidia and phialides of: a, *Herposporium styoides*; b, *H. hymatopyrum*; c, *Haplospora heterospora*; d, *Verticillium sphaeropyrum*; e, *Spicaria coenopora*; f, *Cephalosporium behanoides*. (All to same scale; a-e, s and f after Drechsler; d after Goodley.)

Fig. 6. Conidia and phialides of: a, *Acrostalagus obovatus*; b, *A. bacchosporii*; c, *A. gonoides*; d, *A. gonoides*; e, hyphal bodies, conidia and azygospores of *Mycrothecium asterosporum*; f, sporangia and zoospores of *Catenaria anguillicola*; g, sporangia and zoospores of *Myrothecium termitida* (not to scale). (a-d to scale i; e and f to scale ii; a-e after Drechsler, f after Sorokin, g after Zopf.)

Fig. 7. Thalli and spores of: a, *Cochlosphaera horridula*; b, *Pratinas subuliformis*; c, *Haplospora heterospora*; d, conidia of *Sylospora grandis*; e, chlamydospores of *Cyrtospora lateralis*; f, conidia of *Trichostema sphaeropyrum*; g, conidia of *Trichostema implicans*. (a-e to scale i; d-g to scale ii; d, e, g after Drechsler, b after Dangward, f after Duddington.)

Fig. 8. a, Conidia and adhesive branch of *Dactyloctenium aegyptium*; conidia of b, *Dactyloctenium aegyptium*; c, *D. sphaeropyrum*; d, *D. laterispora*; e, *D. laterispora*; f, *Dactyloctenium aegyptium*. (All except a to same scale; a-e, s and f after Drechsler, d after Duddington.)

42. Conidia fusiform, $32-54 \times 8-12 \mu$, usually 3-septate, cells α , adhesive hyphae subspherical (Fig. 8d)
D. lobata Duddington (1951b)
43. Conidiophore usually branched near apex, conidia borne singly and terminally on each branch, adhesive knob stalked
43. Conidiophore usually simple, sometimes sparingly branched near apex, single conidium borne terminally on the conidiophore or conidiophore branches. Adhesive knobs stalked or sessile
44. Conidia elongate-cylindrical, $35-60 \times 2-2.3-2.2 \mu$, usually 4-septate, distal cell globose or elongate-ellipsoidal. 1-15 conidia at conidiophore apex (Fig. 10k)
Dactylella leptospora Drechsler (1950b)
44. Conidia spindle-shaped, $33-55 \times 7.4-15.3 \mu$, tapering to a truncate base, 3- to 5- but usually 4-septate, median cell usually the largest, 2-5 conidia at conidiophore apex (Fig. 8f)
44. Conidia spindle-shaped, $32-54 \times 5.9-14.3 \mu$, distally rounded, base truncate, 3- to 5- but usually 4-septate, median cell the largest, 2-3 conidia at conidiophore apex. Resting bodies often formed by thickening of the assimilative hyphae (Fig. 9e)
D. habibiyla Drechsler (1950b)
45. Adhesive knob always sessile, conidiophore simple
45. Adhesive knob sometimes with a short distinct stalk or sometimes sessile or lateral, often proliferating to form short chains of adhesive cells
45. Adhesive knob always stalked, conidiophore simple
45. Adhesive knob always stalked, conidiophore sometimes branched once or twice near apex
46. Conidia spindle-shaped, $40-60 \times 11-18 \mu$, distally rounded, basally truncate, usually 4-septate, median cell the largest (Fig. 9b)
Dactylella plynatopaga Drechsler (1954b)
47. Conidia spindle-shaped, $35-45 \times 8-14 \mu$, distally rounded, proximally truncate, usually 4-septate (Fig. 9c)
D. parvicollis Drechsler (1962a)
48. Conidia ellipsoidal, $30-60 \times 9-17 \mu$, distally blunted 2-, 3- or usually 4-septate, median cell usually the largest (Fig. 9d)
48. Conidia fusiform, $24-65 \times 7.5-19 \mu$, distally rounded, proximally attenuated, usually 4-septate, median cell the largest (Fig. 9f)
D. mannillata Dixon (1952)
49. Conidia obconical-clavate, $20-46 \times 6.5-9.5 \mu$, distally rounded, basally truncate, usually 3-septate (Fig. 9f)
D. elliptospora Grove (Drechsler, 1937)
50. Adhesive knobs not present
50. Adhesive knobs present, conidiophore simple with single terminal conidium
50. Adhesive knobs present, conidiophore branched near apex, conidia borne singly and terminally on these branches
51. Conidia elongate-fusoid to cylindrical, $40-105 \times 4-5.8 \mu$, 5- to 15-septate, conidia often giving rise to globular cells at their tips, conidiophores simple or sometimes sparingly branched near apex, conidia single and terminal on conidiophore or branches (Fig. 9g)
D. leptospora Drechsler (1937)
52. Conidia fusoid, $28-55 \times 9-14 \mu$, distally rounded, basally truncate, 2-, 3- or usually 4-septate, median cell the largest (Fig. 9h)
D. lysipaga Drechsler (1937)
53. Conidia fusiform or clavi-fusiform, $26-32 \times 5.5-11.5 \mu$, 4- to 6-septate, median cell usually the largest (Fig. 9i)
Dactylella canadica (Nees) Sacc. (Drechsler, 1937)
54. Conidia borne in a terminal cluster at apex of conidiophore
54. Conidia borne singly at the apex of a simple conidiophore
55. Conidia with 1 septum
55. Conidia with 2-4 septa

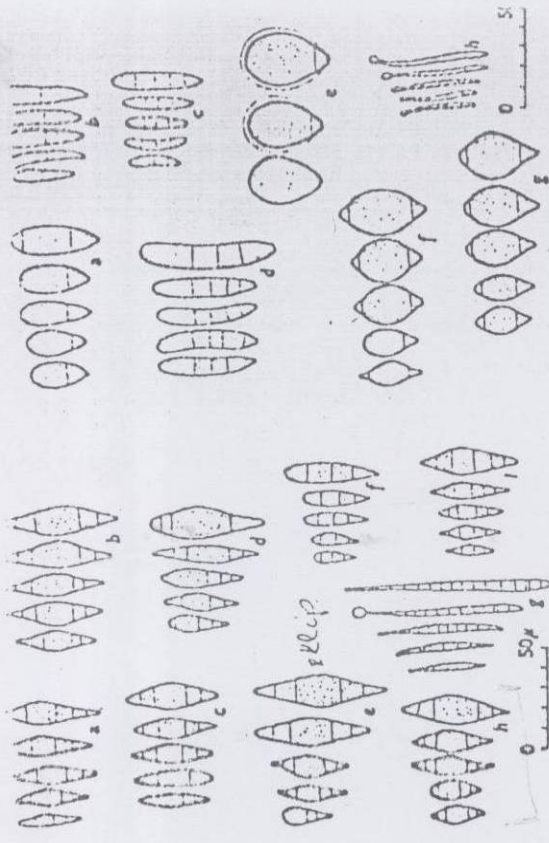


Fig. 9.

Fig. 10.

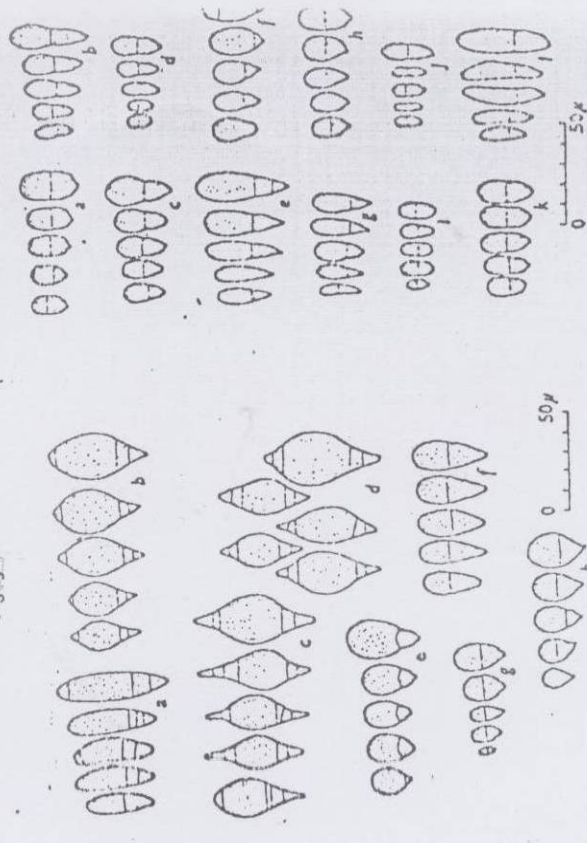


Fig. 11.

Fig. 12.

Fig. 9. Conidia of: a, *Dactylella sclerolypha*; b, *Dactylella plynatopaga*; c, *D. mannillata*; d, *D. leptospora*; e, *D. elliptospora*; f, *D. parvicollis*; g, *Dactylella conidia*. (All to same scale: a-e, f-i after Drechsler, d after Dixon.)

Fig. 10. Conidia of: a, *Dactylella sclerolypha*; b, *D. gracilis*; c, *Dactylella polybrachia*; d, *D. gracilis*; e, *Trichobolium polybrachium*; f, *Dactylella sclerolypha*; g, *D. sclerolypha*; h, *Dactylella sclerolypha*. (All to same scale: e-g, e-h after Drechsler.)

Fig. 11. Conidia of: a, *Dactylella sclerolypha*; b, *D. sclerolypha*; c, *D. sclerolypha*; d, *D. sclerolypha*; e, *Trichobolium polybrachium*; f, *Dactylella sclerolypha*; g, *Dactylella sclerolypha*. (All to same scale: e-h after Drechsler, e and f after Duddington, g and h after Duddington.)

Fig. 12. Conidia of: a, *Dactylella sclerolypha*; b, *D. sclerolypha*; c, *D. sclerolypha*; d, *D. sclerolypha*; e, *D. sclerolypha*; f, *D. sclerolypha*; g, *D. sclerolypha*; h, *D. sclerolypha*; i, *D. sclerolypha*; j, *D. sclerolypha*; k, *D. sclerolypha*; l, *D. sclerolypha*; m, *D. sclerolypha*; n, *D. sclerolypha*; o, *D. sclerolypha*; p, *D. sclerolypha*; q, *D. sclerolypha*; r, *D. sclerolypha*; s, *D. sclerolypha*; t, *D. sclerolypha*; u, *D. sclerolypha*; v, *D. sclerolypha*; w, *D. sclerolypha*; x, *D. sclerolypha*; y, *D. sclerolypha*; z, *D. sclerolypha*.

56. Conidia elongate-obovoid, 29-43 x 15-19 μ , distal cell the larger, each conidium borne on a short lateral spur from the conidiophore apex (Fig. 100)
Archeobolus anthonia Drechsler (1954b)
56. Conidia elongate-ellipsoidal, 32-48 x 7-9.5 μ , often slightly curved, basally truncate, distal cell the larger (Fig. 106)
57. Conidia with 2-4 septa, curved cylindrical to elongate-ellipsoidal, 26-46 x 5-9 μ , distally rounded, each conidium borne on a sterigma-like branch from conidiophore apex (Fig. 104)
A. dactyloides Drechsler (1937)
57. Conidia with 3-4 septa, elongate-ellipsoidal, 46-66 x 8-11 μ , slightly curved, distally rounded, tapering proximally (Fig. 104)
Desyella brochopaga Drechsler (1937)
58. Conidia with 1 septum 59
58. Conidia with 2 septa 60
58. Conidia with mainly 4 septa 61
59. Conidia obovoid, 35 x 24 μ , distal cell the larger and surrounded by a hyaline sheath of mucus (Fig. 104)
Trichosacium polybrochum Drechsler (1937)
60. Conidia turbinate, 30-42 x 13-22-26 μ , median cell the largest, filamentous appendage on distal cell, median protrusion from arcuate ring cells, chlamydo-spores yellow, often formed in conidia (Fig. 105)
Desyella acrotricha Drechsler (1952)
60. Conidia turbinate, 28-39 x 15-24 μ , base concavely truncate, terminal knob on conidiophore, median protrusion from arcuate ring cells (Fig. 105)
D. dactyloides Drechsler (1937)
60. Conidia elongate prolate-ellipsoidal, 35-47 x 13-20 μ , base truncate, smaller secondary conidia often formed, 23-40 x 3-8 μ , unisepiate, curved and borne in groups on branched conidiophores. Chlamydo-spores yellow, intercalary, median protrusion from arcuate ring cells (Fig. 84)
D. heterospora Drechsler (1937b)
61. Conidia elongate-ellipsoidal, 34-56 x 12-5-16.5 μ , base truncate, 1, 2- but usually 3-septate (Fig. 114)
D. stenobrocha Drechsler (1950b)
61. Conidia turbinate, 34-48 x 16-23 μ , broadly rounded, tapering proximally to a protruded truncate base (Fig. 114)
D. lumbicoides Drechsler (1937)
61. Conidia globose-fusiform, 38-60 x 30-38 μ , penultimate cell the largest
D. turkmenica Soprunov (1958)
62. Conidia broadly spindle-shaped, 46-64 x 18-25 μ , 2- to 5- but usually 4-septate, median cell the largest, distal and proximal cells protracted and tapering, arcuate cells very narrow at the septum and with a prominent elongate vacuole (Fig. 114)
D. coelobrocha Drechsler (1947)
62. Conidia broadly spindle-shaped, 41-55 x 17-26 μ , 3- to 4- but usually 4-septate, median cell the largest (Fig. 114)
D. aphrobrocha Drechsler (1937b)
63. Conidia with one septum, formed in a terminal head on branched or simple conidiophores, sometimes developed nodally along the length of the conidiophore 64
64. Conidia with more than one septum 72
64. Conidia not truly capitate but formed in a panicle, conidia formed in basipetal succession 65
64. Conidia truly capitate, formed in close heads 65
64. Conidia loosely capitate, borne singly on sterigma-like branches at conidiophore apex 66
65. Conidia broadly pyriform, 25-35 x 18-24 μ , distal cell much larger than the proximal, base apiculate, no chlamydo-spores (Fig. 111)
Trichosacium turkmenicum Soprunov (1958)
65. Conidia ovoid, 27-37 x 14-16 μ , bluntly rounded at proximal end, two cells roughly equal, chlamydo-spores intercalary, almost spherical 24-32 μ , or ellipsoidal 28-39 x 13-20 μ (Fig. 117)
T. flagrans Duddington (1937)
65. Conidia ovoid, 8-22.5 x 6.5-15.5 μ , tapering proximally, distal and proximal cells equal, conidiophore monopodially branched (Fig. 114)
T. prasinov Soprunov (1958)
65. Conidia oblong obovate, 16-28.8 x 9.6-17.5 μ , tapering proximally, base apiculate, constricted at the septum, distal cell the larger, conidia often developed in whorls (Fig. 111b)
T. globosporum var. *globosporum* Soprunov (1958)
65. Conidia globose, 15.2-19.6 x 6-11 μ , distal cell the larger
T. g. var. *microsporium* Soprunov (1958)
65. Conidia oblong-rounded, 18-25.5 x 9-14.5 μ , constricted at septum, base apiculate, distal cell the larger
T. g. var. *roseum* Soprunov (1958)
66. Pronounced nodal development of conidia, conidia in whorls along conidiophore
66. Nodal development of conidia absent, conidiophore usually branched
67. Conidiophore not usually branched
67. Conidiophore usually branched
68. Conidia elongate-ellipsoidal, 17-1-30.2 x 10.6-16.1 μ , distally rounded, base apiculate, distal cell usually the larger, whorls often close together near conidiophore apex, chlamydo-spores in old cultures (Fig. 122)
Athrobolus ultrabrevius (Vert.) Lindau (Drechsler, 1937)
68. Conidia obconical, 19-42 x 8-15 μ , constricted at the septum, base flattened, distal cell the larger, chlamydo-spores yellow, globose to prolate-ellipsoidal, 19-25 μ , or oblong cylindrical 30-50 x 15 μ (Fig. 123)
A. conidia Drechsler (1937)
68. Conidia obovoid, 22-32 x 12-20 μ , plump, constricted at the septum, base apiculate, distal cell the larger, chlamydo-spores yellow, cylindrical, subspherical or ellipsoidal (Fig. 124)
A. oligospora Fresenius (1852); Drechsler, 1937
68. Conidia elongate-obovoid or ellipsoidal, 12-23 x 6.5-9.5 μ , slightly constricted at the septum, two cells more or less equal, conidia never in more than two successive whorls, no chlamydo-spores (Fig. 124)
A. superba Corla (1939); Drechsler, 1937
68. Conidia oblong-rounded, 23-45.5 x 10.5-16.5 μ , tapering proximally, constricted at the septum, distal cell the larger, base apiculate (Fig. 124)
A. longispora Soprunov (1958)
69. Conidia obovate, 22.5-32.5 x 10-15.5 μ , constricted at the septum, distal cell the larger, base apiculate (Fig. 125)
A. eiformis Soprunov (1958)
69. Conidia oblong-obovate, 23.5-32.5 x 9-14.5 μ , constricted at the septum, distal cell much longer than the proximal (Fig. 125)
A. doliformis Soprunov (1958)
69. Conidia ovoid, 18.5-24.5 x 9-12.5 μ , base apiculate, distal cell the larger (Fig. 124b)
A. kirgizica Soprunov (1958)
70. Conidia ellipsoidal or elongate-obovoid, 11-18 x 6.2-8.8 μ , sometimes slightly constricted at the septum, distal cell equal to or slightly larger than the proximal, conidiophore apex inflated, often coralloid, no chlamydo-spores (Fig. 121)
A. elobodes var. *elobodes* Drechsler (1937)
70. Conidia elongate-ellipsoidal or elongate-obovoid, 13-26 x 5-8 μ , constricted at the middle or above or below the middle of the conidium, conidiophore apex inflated, chlamydo-spores intercalary, made up of segments each 7-35 μ long (Fig. 121)

70. Conidia oblong-pyriform, 18-27 x 8-12 μ , distal cell slightly the larger, bluntly apiculate (Fig. 12k)
71. Conidia ellipsoidal, 22-44 x 7.5-12.7 μ , slightly curved, base truncate, distal cell the larger, chlamydo-spores yellow, globose-ellipsoidal, 14-22 μ (Fig. 12f)
72. Conidia borne singly at apex of conidiophore or singly on the ends of branches or spurs arising sparingly from the conidiophore
73. Conidia borne in a terminal group at conidiophore apex or singly on numerous branches or spurs arising from the conidiophore, sometimes conidia developed nodally

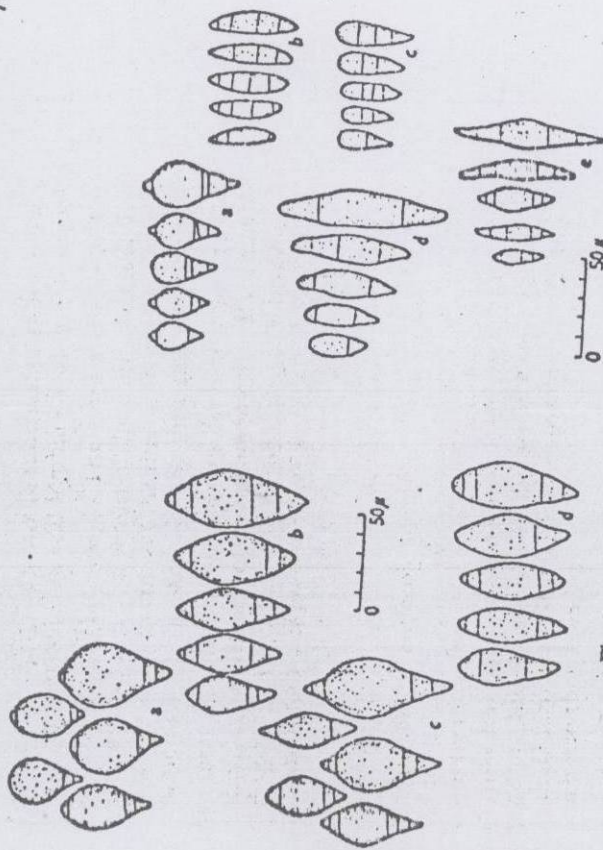


Fig. 13

Fig. 13. Conidia of: a, *Dactylaria eudermata*; b, *D. psychrophila*; c, *Dactylaria megaspora*; d, *D. reticulata*. (All to same scale; e-e' after Drechsler, d after Peach.)

Fig. 14

Fig. 14. Conidia of: a, *Dactylaria thauensis*; b, *D. polycephala*; c, *D. pyramis*; d, *D. gamiospora*. (All to same scale; a, b and e after Drechsler, c after Juniper, d after Peach.)

73. Conidia with mainly 3 septa
73. Conidia with 1-5, mainly 3-4 septa
73. Conidia with mainly 4 septa
74. Conidia obovoid-turbinate, 37-55 x 21-35 μ , distally rounded, proximally tapering to a truncate base, largest cell with a thick wall and prominent vacuole, conidiophores simple or with 1-4 branches (Fig. 19e)
75. Conidia ellipsoidal or fusoid-ellipsoidal, 46-71 x 21-29 μ , distally rounded, base truncate, conidiophores simple or with 1-2 branches (Fig. 19b)
76. Conidia broadly fusoid, elongate-ellipsoidal or obovoid, 40-75 x 18-35 μ , 2- to 4-septate, median cell the largest, conidiophores simple or with 3-5 spurs at apex (Fig. 19c)

Nematode fungi. R. C. Cooke and B. E. S. Godfrey

76. Conidia ellipsoidal, 50-65 x 20-25 μ , median cell the largest, conidiophore simple (Fig. 13d)
77. Conidiophore branched near apex
77. Conidiophore unbranched, nodal development of conidia in whorls on the conidiophore
77. Conidiophore unbranched, no nodal development of conidia
78. Conidia turbinate, 27-49 x 15-23 μ , base truncate, 1- to 4- usually 3-septate, penultimate cell the largest, chlamydo-spores yellow, 18-28 μ diameter (Fig. 14e)
79. Conidia fusoid-ellipsoidal, 35-46 x 8-51.2-5.4, distally rounded, proximally acute, 3- to 4-septate (Fig. 14b)
79. Conidia elongate-pyriform, 26-41 x 9-15 μ , distally bluntly rounded, 2- to 3-septate, chlamydo-spores yellow, intercalary, globose or ellipsoidal, 20-35 x 10-25 μ (Fig. 14f)
80. Conidia broadly fusiform, 26-89 x 12-17 μ , straight or slightly curved, 1- to 3, usually 2-septate (Fig. 14d)
80. Conidia spindle-shaped, 25-76 x 7-16 μ , slightly curved, 1- to 4, usually 4-septate, chlamydo-spores barrel-shaped or globose, 8-21 x 6-17 μ (Fig. 14c)
80. Conidia broadly fusiform, 26-89 x 12-17 μ , straight or slightly curved, 1- to 3, usually 2-septate (Fig. 14d)
80. Conidia spindle-shaped, 25-76 x 7-16 μ , slightly curved, 1- to 4, usually 4-septate, chlamydo-spores barrel-shaped or globose, 8-21 x 6-17 μ (Fig. 14c)

REFERENCES

- CORDA, A. J. C. (1939). *Practi-Flora Europaeischer Schimmelpilzgebieten*. Leipzig and Dresden.
- DANGREARD, P. A. (1903). Sur le nouveau genre *Protusius*. C.R. Acad. Sci., Paris, 136, 697-698.
- DIXON, S. M. (1952). Pectaceous fungi from rotten wood. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 35, 144-148.
- DRECHSLER, C. (1935). A new species of conidial phycomycete preying on nematodes. *Mycologia*, 27, 266-215.
- DRECHSLER, C. (1936). A new species of *Syllogage* preying on nematodes. 241-246.
- DRECHSLER, C. (1937). Some hyphomycetes that prey on free-living terricolous nematodes. *Mycologia*, 29, 447-552.
- DRECHSLER, C. (1939). Five new Zoopagaceae destructive to nematodes and nematodes. *Mycologia*, 31, 383-411.
- DRECHSLER, C. (1940a). Three fungi destructive to free-living terricolous nematodes. *J. Wash. Acad. Sci.* 30, 243-253.
- DRECHSLER, C. (1940b). Three new hyphomycetes preying on free-living terricolous nematodes. *Mycologia*, 32, 448-470.
- DRECHSLER, C. (1941a). Four phycomycetes destructive to nematodes and nematodes. *Mycologia*, 33, 248-269.
- DRECHSLER, C. (1941b). Some hyphomycetes parasitic on free-living terricolous nematodes. *Phytopathology*, 31, 773-801.
- DRECHSLER, C. (1942). Two zoopagous species of *Arostalagus* with multicellular *Damidiopsis*-like chlamydo-spores. *J. Wash. Acad. Sci.* 32, 343-350.
- DRECHSLER, C. (1943a). Two new basidiomycetous fungi parasitic on nematodes. *J. Wash. Acad. Sci.* 33, 155-189.
- DRECHSLER, C. (1943b). A new nematode-capturing *Dactylaria* and several related hyphomycetes. *Mycologia*, 35, 339-362.
- DRECHSLER, C. (1944). Three hyphomycetes that capture nematodes in adhesive networks. *Mycologia*, 36, 155-171.
- DRECHSLER, C. (1945). Several additional phycomycetes subsisting on nematodes and amoebae. *Mycologia*, 37, 1-31.
- DRECHSLER, C. (1946a). A nematode-destroying phycomycete forming immature spores in aerial evaporation tubes. *Bull. Turkey bot. Cl.* 73, 1-17.
- DRECHSLER, C. (1946b). A species of *Halposporium* invading its nematode host through the stoma. *Bull. Torrey bot. Cl.* 73, 557-564.
- DRECHSLER, C. (1946c). A new species of *Dactylaria*. *Mycologia*, 38, 1-17.

Résumé :

L'étude de la variation de la mycoflore (parasite et prédatrice) des *Meloidogyne sp* dans les deux régions d'études (Staoueli et Bordj-el-Kiffan) en fonction :des différents types de sol (traité et témoin) et des différentes profondeurs (10 cm, 20 cm, 30 cm) nous a permis de répertorier 12 espèces de champignons nématophages (prédateurs et parasites): *Arthrobotrys dactyloïdes*; *A.musiformis*; *A.oligospora*; *Dactylaria brochopaga*; *Dactylella leptospora*; *D.ellipsospora*; *Myzocytiium*; *Rhopalomyces elegans*; *Triposporina aphomopaga*; *Stylopaga cephalode*; *Harposporium anguillulae*, et *H.bysmatosporum*.

Nous avons constaté que cette mycoflore présente une diversité, l'espèce la plus omniprésente est *A.musiformis* qui sa présence dépend de plusieurs facteurs à voir (matière organique, effet nématocide, type de sol, profondeur).

Mots clés : *Meloidogyne sp*, nématode à galles, champignons nématophages, *A.musiformis*, matière organique, nématocide, type de sol, profondeur.

Abstract :

The study of variation of fungus (parasite, predator) nematodes *Meloidogyne sp* in two regions (Staoueli et Bordj-el-Kiffan) according to : different typical soil (treat, testify) and different depths (10 cm, 20 cm, 30 cm) we are permitted to list 12 species: *Arthrobotrys dactyloïdes*; *A.musiformis*; *A.oligospora*; *Dactylaria brochopaga*; *Dactylella leptrospora*; *D.ellipsospora*; *Myzocytiium*; *Rhopalomyces elegans*; *Triposporina aphomopaga*; *Stylopaga cephalode*; *Harposporium anguillulae*, et *H.bysmatosporum*.

We see the different diversity and the specie omnipresent as *A.musiformis* which depend from several factors (organic matter, typical soil, depth, nematicide).

Keys words: *Meloidogyne sp*, roots knots, nematophagous fungus, *A.musiformis*, nematicide, typical soil, depth.

ملخص :

دراسة تنوع الكائنات النباتية للفطريات مبيدات للخيوطيات (الطفيليات والأكلات للخيوطيات *Meloidogyne sp*) في منطقتان (سطاوالي - برج الكيفان) حسب اختلاف التربة و عمق التربة (10سم-20سم-30سم) سمحت لنا بتصنيف 12 نوع :

Arthrobotrys dactyloides; A.musiformis; A.oligospora; Dactylaria brochopaga; Dactylella leptospora; D.ellipsospora; Myzocytiium; Rhopalomyces elegans; Triposporina aphomopaga; Stylopage cephalode; Harposporium anguillulae, et H.bysmatosporum.

لحظنا أن هذه الكائنات النباتية للفطريات مبيدات للخيوطيات متنوعة التطور، والنوع الأكثر ظهوراً هو *A.musiformis*، وهذا الظهور يتعلق بعدة عوامل (المادة العضوية، تأثير المبيدات المضادة للخيوطيات، نوع التربة، عمق التربة).

كلمات مفتاحية :

الخيوطيات، *Meloidogyne sp*، مادة عضوية، فطريات مبيدة للخيوطيات، *A.musiformis*، المبيدات المضادة للخيوطيات، نوع التربة، عمق التربة.

