
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA

RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE BLIDA 1

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT DES BIOTECHNOLOGIES

Projet de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master II

Sciences de la Nature et de la Vie.

Option : Phytoprotection Durable

Thème

Diversité des champignons prédateurs et parasites des
Nématodes dans un verger oléicole

Réalisé par : **Kehar Nesrine et Medjdoub Dalel**

Devant le jury composé de :

M^{me} BERRAF A. M.C.A	U.B.1	Présidente.
M^{me} NEBIH D. M.C.B.	U.B.1	Promotrice.
M^{me} AMMAD F. M.C.B.	U.B.1	Co promotrice
M^{lle} SABRI K. M.A.A.	U.B.1	Examinatrice.

Remerciements

Tout d'abord à **Dieu** le tout puissant qui nous a accordé la force, le courage et la santé de réaliser ce modeste travail.

On tient en premier, à exprimer notre profonde gratitude à **Mme Nebih.D** notre promotrice d'avoir accepté de nous encadrer pour réaliser ce travail, de nous aider et de nous guider par sa sagesse et ses précieux conseils.

Nos vifs remerciements vont également à :

Notre Co-promotrice Mme **Ammad.F** et Mme **Sabri.K** d'avoir accepter de nous aider à accomplir cette étude et d'examiner ce mémoire.

Mme **Berraf.A** pour l'honneur qu'elle nous fait d'accepter la présidence du jury de ce mémoire.

On 'exprime notre reconnaissance et nos sincères remerciements à :

Melle Amina, technicienne du laboratoire de Zoologie et **Walid** technicien du laboratoire de virologie pour leurs disponibilités, leur accueil et tous leur temps consacré pour réaliser ce modeste travail. **Mme Djamila**, technicienne du laboratoire de phytopathologie pour son aide.

Et toute personne ayant participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Du profond de mon cœur je dédie cet humble travail à tous ceux que me sont chers :

- A mes chers parents que nulle dédicace ne puisse exprimer mes sincères sentiments pour leur patience illimitée, leur encouragement continu, leur aide, en témoignage de mon profond amour et respect pour leurs grands sacrifices*
- A mes grands-parents et toute ma famille en reconnaissance de leurs encouragements*
- A toutes les personnes que j'aime, mes amies fidèles sources de ma joie pour leur sympathie.*
- A tous mes camarades de la promotion.*

Medjdoub Dafeb

Dédicace

Je dédie ce modeste travail:

A mes très chers parents, tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'immense amour que je vous porte, ni la profonde gratitude que je vous témoigne pour tous les efforts et les sacrifices que vous n'avez jamais cessé de consentir pour mon instruction et mon bien-être.

J'espère avoir répondu aux espoirs que vous avez fondé en moi. Je vous rends hommage par ce modeste travail en guise de ma reconnaissance éternelle et de mon infini amour. Que Dieu tout puissant vous garde et vous procure santé, bonheur et longue vie.

A à ma sœur Amina à mes frères Mohamed et Walid, avec toute mon affection.

A la mémoire de ma très chère grand-mère que dieu offre à ton âme le paradis.

A tous ceux ou celles qui me sont chers et que j'ai omis involontairement de citer.

A Tous Mes enseignants tout au long de mes études.

A tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Résumé

Ce travail consiste à inventorier des champignons nématophages (parasites et prédateurs) dans la rhizosphère des vergers oléicoles. Quatre régions ont été concerné dans cette étude « Larabaa, Sidi aissa, Beni mered et Oued allègue ». Ces zones sont choisies selon les tranches d'âges « jeunes et âgés ». Les résultats des observations ont répertorié 12 espèces de champignons nématophages (prédatrices et parasites). Les champignons parasites rencontrés sur les nématodes (*Catenaria anguillulae*, *Hirsutella* et *Myzocyttium*). Les champignons isolés du sol sont représentés par *Stylopage cephalote*, *Acrostalagmus obovatus*, *Arthrobotrys globospora*, *A. oligospora*, *A. musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *Dactylella ellipsospora*, *Gliomastix murorum* et *Beauveria bassiana*. *Stylopage cephalote* s'avère la plus fréquente, elle a été rencontrée dans tous les sols. Les champignons prédateurs identifiés sont répartis en cinq familles, les *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* sont ubiquistes dans les stations oléicoles étudiées et se sont développés rapidement dans les boites de Pétri (24h). Les champignons identifiés n'ont montré aucune corrélation avec l'humidité du sol.

Mots clés : Champignons nématophages, Richesse, Humidité, Rhizosphère, Olivier.

Abstract

This work involves inventorying nematophagous fungus (parasites and predators) in the rhizosphere of olive orchards. . Four regions have been concerned in this study « Larabaa, Sidi aissa, Beni mered et Oued allègue ». These areas are selected according to age ranges "young and old". The results of observations have identified 12 species of fungus nematophagous (predators and parasites). Parasitic fungus encountered on nematodes (*Catenaria anguillulae*, *Hirsutella* et *Myzocyttium*). Isolated soil fungus are represented by *Stylopage cephalote*, *Acrostalagmus obovatus*, *Arthrobotrys globospora*, *A. oligospora*, *A. musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *Dactylella ellipsospora*, *Gliomastix murorum* et *Beauveria bassiana*. *Stylopage cephalote* proves to be the most frequent; it was encountered in all soils. The fungus identified predators are divided into five families, les *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* and *Zoopagaceae* are ubiquitous in olive stations studied and developed rapidly in Petri dishes (24). The identified fungus showed no correlation with soil moisture.

Keywords: nematophagous fungi, Wealth, Humidity, Rhizosphere, Olivier.

الملخص

هذا العمل هو تجريد الفطريات الطفيلية للديدان الخيطية في الزيتون. تمت هذه الدراسة في اربع مناطق (الأربعاء، سيدي عيسى، بني مراد، واد العلايق)، وتم اختيار هذه المناطق وفقا للفئات العمرية (شجيرة و شجرة مسنة) حددت نتائج الملاحظات 12 نوع من الملاحظات فطريات المتطفلة للديدان الخيطية وتتمثل الفطريات المعزولة التربة:

Hirsutella, *Myzocyttium*, *Acrostalagmus obovatus*, *Catenaria anguillulae*,
Arthrobotrys globospora, *A. oligospora*, *A. musiformis*, *Rhopalomyces elegans*,
Dactylella ellipsospora, *Gliomastix murorum et Beauveria bassiana*. *Stylopaga cephalote*

يبرهن على أن تكون الأكثر شيوعا، وقد واجهت ذلك في جميع أنواع التربة. وتنقسم الفطريات المفترسة التي تم تحديدها إلى خمس عائلات *Mucorolaceae*, *Moniliaceae*, *Zoopagaceae* هي في كل مكان في محطات الزيتون دراستها ونموا سريعا في أطباق بتري (24). أظهرت الفطريات تحديد أي علاقة مع رطوبة التربة .

كلمات البحث: الفطريات المفترسة، الثروة، الرطوبة، الجذور، الزيتون

Liste de figures et tableau

Fig. 1	Morphologie d'un hyphe collante indifférencié	05
Fig. 2	Morphologie d'un arceau collant tridimensionnel	06
Fig. 3	Morphologie d'un tubercule collant	06
Fig. 4	Morphologie d'un bouton collant	07
Fig. 5	Morphologie d'un anneau constricteur (A : anneau ouvert, B : anneau fermé)	07
Fig. 6	Structure d'un nématode.....	15
Fig. 7	Des racines d'olivier variété (cv. Yusti) infestés par <i>M.incognita</i> (A) <i>M. javanica</i> (B) en comparant avec un plant non infesté(C). Détail sur des galles induites(D).....	18
Fig. 8	Coupe transversale des galles montrant les changements induits par <i>M. incognita</i> sur les racines de l'olivier (variété cv. Ascolana).....	19
Fig. 9	Verger d'olivier.....	20
Fig. 10	Carte géographique des régions.....	22
Fig. 11	Différents tamis utilisés (Tamis à 90 µ, Tamis à 02mm, tamis en plastique).....	23
Fig. 12	Les étapes d'extraction des nématodes du sol.....	24
Fig. 13	Les différentes étapes de la purification des nématodes par passage actif.....	25
Fig. 14	les étapes de préparation du milieu de culture PDA.....	26
Fig. 15	les étapes de l'ensemencement du sol.....	27
Fig. 16	thalles de <i>Catenaria anguillulae</i>	31
Fig. 17	Nématode infecté par <i>Hirsutellasp</i>	31
Fig. 18	Myzocytiump dans des nématodes.....	32
Fig. 19	Morphologie d' <i>Arthrobotrys musiformis</i>	33
Fig. 20	Morphologie d' <i>Arthrobotrys globospora</i>	34
Fig. 21	Morphologie d' <i>Arthrobotrys oligospora</i>	35
Fig. 22	Morphologie de <i>Dactylella ellipsospora</i>	36
Fig. 23	Morphologie de <i>Rhopalomyces elegans</i> , (columelles).....	37
Fig. 24	Morphologie de <i>Stylopaga cephalode</i>	38
Fig. 25	Morphologie de <i>Gliomastix murorum</i>	39
Fig. 26	Morphologie d' <i>Acrostalagmus obovatus</i>	40
Fig. 27	Morphologie de <i>Beauveria bassiana</i>	41

Fig. 28	Développement des espèces de champignons nématophages.....	42
Fig. 29	L'analyse multivariée (ACP et CAH) de la structure des champignons dans les sites prospectés.....	43
Fig. 30	Variation du développement des familles de champignons nématophages.....	44
Fig. 31	Variations temporelles du développement des familles de champignons.....	45
Fig. 32	Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions et des âges.....	46
Fig. 33	Variation des indices de diversité (H') et Equitability (J) en fonction des régions.....	48
Fig. 34	Indice de Richesse (RS) en fonction des régions.....	48
Tabl. 1	Corrélations entre l'humidité et les espèces de champignons nématophages.....	50

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Résumé

Summary

ملخص

Liste des figures

	Introduction	1
Chapitre I	Synthèse bibliographique sur les champignons prédateurs	3
I.1.	Généralités sur les champignons prédateurs.....	3
I.2.	Les caractéristiques morphologiques des champignons nématophages et parasites.....	4
I.2.1.	Les champignons prédateurs.....	4
I.2.2.	Les champignons endoparasites.....	4
I.2.3.	Les champignons ovicides.....	4
I.3.	Phénomène de prédation.....	4
I.4.	Types et formes de pièges	5
I.5.	Particularité de quelques types de champignons nématophages.....	8
I.5.1.	Les champignons nématophages ovicides.....	8
I.5.2.	Les champignons nématophages à spores adhésives.....	9
I.6.	Mécanisme de capture des champignons prédateurs et parasites.....	10
I.7.	Les organes de reproduction.....	11
I.8.	Importance des champignons dans la lutte biologique.....	12
Chapitre II	Synthèse bibliographique sur les nématodes associés à l'olivier	14
II.1.	Généralités sur les nématodes.....	14
II.2.	Organisation structurale des nématodes.....	14
II.3.	Reproduction et cycle de vie.....	15
II.4.	Les nématodes associés à l'olivier.....	16
II.5.	La pathogénicité des nématodes sur olivier.....	17
II.6.	Symptômes et dégâts des nématodes associés à l'olivier.....	18
Chapitre III	Matériel et méthodes	20

III.1.	Objectif du travail.....	20
III.2.	Description morphologique d'olivier.....	20
III.3.	Méthodologies.....	21
III.3.1.	Sites d'échantillonnage.....	21
III.3.2.	Prélèvement des échantillons de sol.....	22
III.3.3.	Extraction des nématodes du sol.....	22
III.3.3.1.	Matériels utilisés.....	22
III.3.3.2.	Procédé d'extraction.....	23
III.3.3.3.	Purification des nématodes par passage actif.....	24
III.3.3.4.	Observation et isolement des nématodes.....	25
III.3.4.	Isolement des champignons du sol.....	25
III.3.4.1.	Préparation du milieu de culture PDA.....	25
III.3.4.2.	Préparation du sol.....	26
III.3.4.3.	Isolement des champignons à partir du sol.....	27
III.3.5.	Détermination de l'humidité du sol.....	28
III.4.	Exploitation des résultats.....	28
III.4.1.	Indices écologiques.....	28
III.4.2.	L'analyse multivariée.....	28
III.4.3.	Corrélations-régressions (PAST, ver. 1.81) et Excel™.....	29
Chapitre IV	Résultats et discussions.....	30
IV.1.	Inventaire des champignons nématophages dans les zones oléicoles.....	30
IV.1.1.	Les champignons endoparasites sur nématodes.....	30
IV.1.1.1.	Genre Catenaria.....	30
IV.1.1.2.	Genre Hirsutella.....	31
IV.1.1.3.	Genre Myzocytiium.....	31
IV.1.2.	Les champignons rencontrés dans le sol.....	32
IV.1.2.1.	Famille des Moniliaceae.....	32
IV.1.2.2.	Famille des Mucorolaceae.....	35
IV.1.2.3.	Famille Zoopagaceae.....	36
IV.1.2.4.	Famille des Hypocreomycetidae.....	37
IV.1.2.5.	Famille des Cordycipitaceae.....	39
IV.2.	Répartition globale des espèces de champignons nématophages dans les vergers oléicoles.....	41
IV.3.	Distribution des espèces de champignons dans les stations prospectées.....	41
IV.4.	Répartition globale des familles de champignons nématophages.....	42
IV.5.	Variation temporelle des familles de champignons nématophages.....	43
IV.6.	Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions.....	44
IV.7.	Diagnostic écologique.....	46
IV.7.1.	Variation des indices écologiques en fonction des régions.....	46
IV.7.1.1	Indice de diversité de Shannon (H').....	46
IV.7.1.2	Indice d'Equitabilité (J).....	46
IV.7.2.	Variation de la richesse.....	47
IV.8.	Effet de l'humidité sur le développement des espèces de champignons nématophages.....	48

IV.9.	Discussion.....	50
	Conclusion.....	53
	Références bibliographiques.....	55

Introduction

L'arbre de l'olivier (*Olea europaea*). Hamdeni (2005), est l'un des plus anciennes plantes dans l'agriculture traditionnelle rencontrée dans le bassin méditerranéen. Aujourd'hui l'olivier est produit intensivement et largement dans le monde entier, et particulièrement en Europe et dans les régions méditerranéennes où, il représente presque 95% de la surface mondiale oléicole. Les principaux pays producteurs sont l'Italie (33%), Espagne (23%) et la Grèce (18%) (Sasanelli, 2009). La superficie oléicole en Algérie est de 389 000 ha, 83% des oliveraies sont plantées dans des zones montagneuses, sur des terres accidentées de la Kabylie et de l'est du pays.

Le développement de ces cultures dans le bassin méditerranéen a engendré le développement des parasites et notamment, le cas des nématodes associés à l'olivier (Nico *et al.*, 2002; Castillo *et al.*, 2003). Les nématodes comptent parmi les animaux les plus diversifiés, les plus abondants des métazoaires et les plus importants consommateurs secondaires vivants dans le sol. Ils jouent un important rôle dans la décomposition des matières organiques, la minéralisation des éléments nutritifs, la transformation et le transfert d'énergie (Freckman, 1988). Plusieurs études se sont intéressées aux nématodes associés aux oliveraies à travers le monde (Espagne, Italie, Turquie et l'Iran), Plusieurs espèces de nématodes infestent les racines des oliviers adultes, causant d'importants dégâts sur la plante hôte. Les principales attaques des nématodes portent sur les systèmes racinaires qu'ils endommagent et diminuent leur capacité d'absorption de l'eau et des éléments nutritifs du sol. Les symptômes typiques causés par les nématodes aux racines sont une réduction du système racinaire, une distorsion de sa structure et une augmentation du diamètre des racines (Talwana *et al.* 2008).

Pour lutter contre ces nématodes la méthode la plus usitée est la lutte chimique, mais aujourd'hui malheureusement, ces produits présentent de sérieux inconvénients. Ils perturbent les équilibres écologiques des milieux, polluent l'environnement, les denrées alimentaires, menacent la santé humaine et des

animaux et favorisent l'apparition de souches résistantes (Tabula, 2005). Face à cette situation, d'autres alternatives doivent être employées pour lutter contre ces nématodes ; les recherches se sont orientées vers des stratégies non polluantes, parmi lesquelles la lutte biologique, cette méthode consiste en l'utilisation d'un organisme vivant ou l'un de ses dérivés comme produits de bio contrôle (Adam, 2008). La lutte par les microorganismes telluriques s'avère très ambitionnée et les champignons nématophage seraient le moyen le plus indiqué (B'chir et Namouchi, 1984). Le premier travail publié sur un champignon prédateur remonte à 1937-1939, après les années 40, une grande évolution dans le domaine phytosanitaire a été réalisée par l'emploi des champignons nématophages prédateurs et parasites dans le cadre de lutte contre les nématodes à galles du genre *Meloidogyne* ou à kyste du genre *Heterodera* (Pelloile, 1981).

En Algérie Hammache (1994) a réalisé un inventaire des espèces de champignons parasites et prédateurs dans les sols maraîchers et des résultats préliminaires encourageants sur la lutte biologique.

Dans l'objectif d'apporter des compléments de connaissances sur ce sujet que nous avons entrepris cette étude qui consiste à identifier les champignons nématophages prédateurs et parasites dans le sol oléicoles de quelques régions de la Mitidja.

I.1. Généralités sur les champignons prédateurs

Depuis les années 40, de nombreux essais de lutte biologique utilisant des champignons prédateurs ont été effectués. Dans le domaine de la prophylaxie vétérinaire d'une part, où de bons résultats ont été obtenus contre les Strongles, et d'autre part, dans le domaine phytosanitaire, mais avec des résultats peu encourageants (Cayrol et al. 1992).

C'est à la fin du XIX^{ème} siècle que les premiers champignons prédateurs ont été découverts et décrits. Ils ont prouvé leur capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir. Ils diffèrent les uns des autres par leur mécanisme de piégeage : pièges en réseaux, en anneaux et boutons collants ou spires (Cayrol et al. 1992).

Ces Champignons sont présents naturellement dans le sol mais ne sont pas en assez grande quantité. De plus, ils sont spécifiques à un très faible nombre d'espèces de nématodes, phénomène dû à un mécanisme mis en évidence en 1979 par une nématologiste suédoise Nordbring-Hertz, basé sur une association entre un sucre sécrété par la cuticule du nématode et une protéine (une lectine) émise par le champignon. Le laboratoire de Nématologie de l'INRA d'Antibes (France), en 1976 s'est lancé dans l'étude de ces champignons nématophages, comme moyen de lutte biologique contre les nématodes à galles du genre *Meloidogyne*. De nombreux champignons ont été testés, en vue de sélectionner ceux capable de piéger rapidement les larves infestantes des nématodes mais aussi de se développer sans effets négatifs sur l'environnement (Cayrol et al. 1992).

D'après, Cayrol (1978) des expérimentations en laboratoire et au champ ont confirmé l'efficacité d'un Hyphomycète : *Arthrobotrys irregularis*. Ce champignon, a montré sa préférence pour des sols ayant un pH variant entre 6 et 8, l'effet néfaste d'une salinité excessive et sa résistance à des températures proches de -10° et de 35°C. Sa croissance optimale étant obtenue à 25°C, un brevet fut déposé en 1978 et sa

commercialisation a pu débuter en 1983, une fois les épreuves d'homologation et de toxicologie passées avec succès (Cayrol et al. 1978).

I.2. Les caractéristiques morphologiques des champignons nématophages et parasites

La majorité des champignons nématophages recensés jusqu'à ce jour sont actuellement à 200 espèces appartenant à la classe des Deutéromycètes ou les champignons imparfaits (Waller et Larsen ,1993). Cette classe est particulièrement bien présenter dans le groupe des champignons prédateurs tandis que d'autres classes comme les Basidiomycètes, Zygomycètes, Oomycètes et Tridomycètes regroupent les endoparasites.

D'après Barron (1977), ces champignons nématophages sont subdivisés en deux groupes écologiques, selon leurs caractéristiques de capture et de destruction :

I.2.1. Les champignons prédateurs

Ceux qui produisent des structures de piégeages spécialisés (boutons adhésifs, réseaux ou anneaux) sur le mycélium (Barron, 1977).

I.2.2. Les champignons endoparasites

Ceux qui envahissent le nématode par des spores gluants qui s'adhèrent sur la cuticule, suite à l'ingestion des spores qui vont être logés dans l'intestin (Barron, 1977).

I.2.3. Les champignons ovicides

C'est le troisième groupe de champignons proposé par Nordbring-Hertz (1988).

Ce type de champignon a la capacité d'attaquer les différents stades d'œufs.

I.3. Phénomène de prédation

D'après Pelouille (1981), les champignons prédateurs de types nématophages sont habituellement des saprophytes décomposant les produits végétaux, mais ils possèdent la faculté de capturer des nématodes au moyen de pièges plus ou moins

élaborés, allant de l'hyphe indifférenciée à des structures plus complexes, tels les anneaux constricteurs. L'induction de la phase saprophyte vers la phase prédatrice est déclenchée par plusieurs facteurs tels que les hyphes collants, tubercules ou boutons adhésifs et différents appareils de capture.

I.4. Types et formes de pièges

D'après, Pelloile (1981) les appareils de capture sont de 2 types : pièges passifs et pièges actifs. Le premier type est le plus répandu se présente sous différentes formes

- Les hyphes collants indifférenciés : sont le type le plus primitif, ils capturent les nématodes par adhésion à l'aide de la substance collante dont elles sont recouvertes (fig.1). On les rencontre chez *Tridentaria implicans* (Drechsler, 1937), chez *Arthrobotrys anomala* (Barron et Davidson, 1972) et chez *Arthrobothrys botryospora* (Barron, 1979).

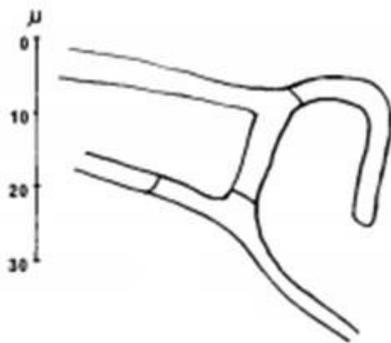


Fig. 1 Morphologie d'un hyphe collant indifférencié (Pelloile, 1981)

- Les arceaux collants tridimensionnels : Ce type de piège a été décrit par Voronine en 1864 pour la 1^{ère} fois c'est la forme de piège la plus répandue (fig.2). Un rameau, issu latéralement d'un filament mycélien, croît, puis s'anastomose avec l'hyphe d'origine, formant une boucle. De cette première anse, naissent d'autres branches qui se dirigent dans des plans différents de

celui qui renferme la 1^{ère} boucle et s'anastomosent avec celle-ci. Le phénomène se reproduit plusieurs fois et il se constitue ainsi un réseau formé de plusieurs arceaux situés dans les 3 dimensions de l'espace. Ces arceaux sont entièrement tapissés d'une substance collante à laquelle adhèrent les nématodes qui viennent à son contact, sans que la fonction en ait été compromise (Voronine, 1864).

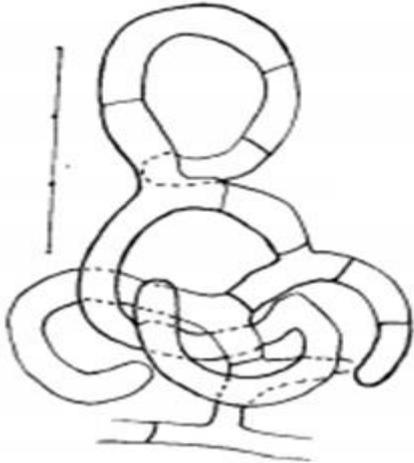


Fig. 2 Morphologie d'un arceau collant tridimensionnel (Pelloile, 1981).

- Tubercules collants : La description de ce type d'appareil de capture est plus récente, Dreschler (1950) l'a décrit pour *Dactylella ciuopaga*, des excroissances collantes en forme de tubercules allongés, de colonnes simples ou ramifiées, composées d'une à sept cellules, le plus souvent de deux cellules (fig. 3). Ces tubercules sont rétrécis au niveau des cloisons et peuvent s'anastomoser pour former des mailles régulières, rectangulaires ou circulaires, capturant les nématodes par adhésion chez une espèce voisine. Chez *Dactylella gephyropaga* ces cellules se disposent de manière à former des ponts Dreschler (1937).

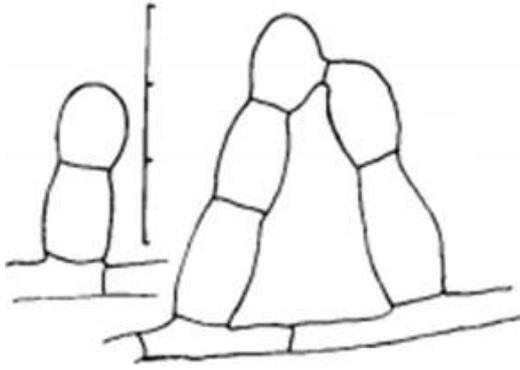


Fig. 3 Morphologie d'un tubercule collant (Pelloile, 1981).

- Boutons collants : Un grand nombre d'espèces, réparties dans les genres *Dactylella* possèdent, comme organes de capture, de petits boutons adhésifs, portés par un court pédoncule (fig.4) formé d'une à 2 cellules (Saccardo, 1880, Grove, 1884 et Oudemans, 1885).



Fig. 4 Morphologie d'un bouton collant (Pelloile, 1981).

- Anneaux à trois cellules : Un dernier type de pièges passifs est représenté par trois cellules disposées en anneau porté par un pédoncule d'1 à 3 courtes cellules, prenant naissance perpendiculairement au mycélium (fig.5). Les nématodes, dont le diamètre excède celui de la lumière de l'anneau, y enfilent leur extrémité et y demeurent bloqués. On les trouve chez *Dactylella asthenopaga* (Drechsler, 1937) et *Dactylella lobata* (Duddington, 1951),

comme unique moyen de capture. Par contre, chez *Dactylaria candida* (Nées) (Saccardo, 1886), *Dactylella leptospora* (Drechsler, 1937) et *Monacrosporium ellipsosporum* (Cooke et Dickinson, 1955), ils ont des boutons collants.

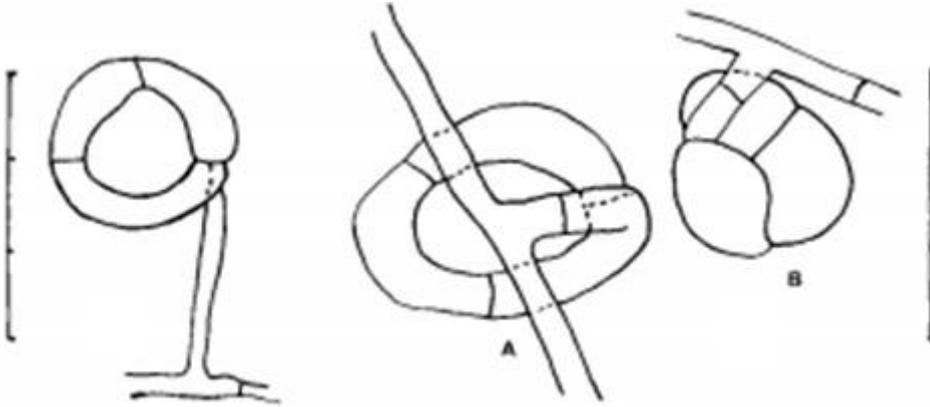


Fig. 5 Morphologie d'un anneau constricteur (A : anneau ouvert, B : anneau fermé) (Pelloile, 1981).

I.5. Particularité de quelques types de champignons nématophages

I.5.1. Les champignons nématophages ovicides

D'après, Cayrol et al. (1992) ces champignons ont la propriété de tuer les œufs des nématodes. Ce groupe de champignon renferme de nombreuses espèces beaucoup d'entre eux vivent en saprophytes, envahissant secondairement des œufs déjà morts (Tribe, 1980). Seuls de véritables parasites sont à retenir en vue d'être utilisés comme agent de lutte biologique. Parmi eux, *Paecilomyces lilacinus* et *Verticillium chlamydosporium* qui ont fait l'objet de plusieurs études approfondies (Cayrol et al.1992).

Le mycélium de *Paecilomyces lilacinus* perce la coque de l'œuf grâce à des enzymes appropriées, puis pénètrent à l'intérieur et parasitent l'embryon. Cette espèce a été

éprouvée au Pérou par Jatala et al. (1979) sur des tubercules de Pomme de terre attaquée par *Meloidogyne incognita* et par *Globodera pallida*.

D'après, Carneiro et Cayrol, (1991), une expérimentation en pots, conduite à l'INRA d'Antibes (France) pendant 11 mois sur 3 cultures successives de tomate infestées par *Meloidogyne arenaria*, a montré que ce champignon (*Paecilomyces lilacinus*) utilisé régresse fortement dans le sol au cours du temps sous l'effet de la compétition exercée par les autres micro-organismes rencontrés dans le sol. Cette pression est typique de chaque situation et conduit finalement à l'installation du champignon à un niveau d'équilibre propre à chaque sol (Carneiro et Cayrol, 1991). Pour que l'efficacité nématocide du champignon soit correcte, il est nécessaire que sa densité s'établisse à 106 propagules (spores) /g de sol. Dans ces conditions, on observe un taux de parasitisme des œufs voisin de 50%. Il semble que *P. lilacinus* soit mieux adapté aux conditions tropicales (températures élevées et pH acides) qu'aux conditions des pays tempérés, à preuve les résultats meilleurs obtenus au Pérou. Aussi cet agent biologique est fabriqué aux Philippines, par BIO-AC Technologies, sous le nom de BIOACT. Son emploi est conseillé sur un grand nombre de cultures (Pomme de terre, cultures légumières, Bananier, Caféier, Agrumes, Canne à sucre, Papayer, Vigne, Fraisier et Soja), pour lutter contre plusieurs genres de nématodes phytoparasites, (*Meloidogyne*, *Globodera*, *Tylenchulus*, *Radopholus*, *Rotylenchulus*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorynchus*, *Trichodorus*, *Rotylenchus* et *Hoplolaimus*), (Carneiro et Cayrol, 1991).

I.5.2. Les champignons nématophages à spores adhésives

Les nématodes peuvent être parasités par des champignons à spores adhésives appartenant à plusieurs classes : Oomycètes, Zygomycètes, Deutéromycètes, Basidiomycètes et Hyphomycètes, (Cayrol et al. 1992).

Parmi les Oomycètes, on trouve *Catenaria anguillulae*, *Myzocyttium lenticulare* et *M. anomalum* qui forment des zoospores biflagellées, capables de se diriger vers les nématodes et de se fixer sur leur cuticule en s'y enkystant. Ensuite, ces spores germent et pénètrent dans le corps de la proie où elles produisent un thalle infectieux qui donne naissance à des zoosporanges globuleux, (Cayrol et al. 1992). L'espèce de Zygomycètes la plus fréquente est *Meristacrum asterospermum*. Elle possède des conidies sphériques qui se collent sur le corps du nématode. Après

avoir produit un filament germinatif qui s'enfonce dans l'hôte, le Champignon y développe un thalle boursouflé, puis germe en donnant de nouveaux conidiophore (Cayrol et al. 1992).

Chez les Deutéromycètes, on rencontre assez fréquemment *Meria coniospora*, dont les spores en forme de massue se fixent sur la cuticule de l'hôte par leur extrémité antérieure. Comme chez les champignons précités, la spore produit un hyphe qui s'enfonce dans l'hôte puis génère un mycélium dense qui envahit le corps de la proie et fructifie sous forme de conidiophores sortant de la dépouille parasitée (Sikor et Schonbeck, 1975).

Les Basidiomycètes parasites des Nématodes sont représentés par l'espèce *Nematoctonus leiosporus*, qui possède aussi des spores adhésives en forme de bâtonnets se fixant sur la cuticule du Nématode par une de leurs extrémités et Produisant un mycélium parasite qui envahit le corps de l'hôte. Tous ces champignons pourraient a priori devenir des agents de lutte biologique intéressants contre les nématodes, compte tenu notamment de leur grande ubiquité et de leur polyphagie. Ils sont hélas des parasites obligatoires et toutes les tentatives faites pour les cultiver sur divers milieux synthétiques ont échoué, ce qui rend leur utilisation pratiquement impossible (Pellerin, 1991)

En revanche, des Hyphomycètes à spores adhésives, du genre *Hirsutella*, se cultivent aisément sur plusieurs milieux artificiels. Le parasitisme des nématodes par les *Hirsutella* été décrit pour la première fois par Sturhan et Schneider (1980) puis par Jaffee et Zehr (1982) et par Castet (1982). Il est résumé dans l'encadré ci-après. Beaucoup de travaux leur ont été consacrés depuis, dans le monde entier, mais aucune application industrielle n'est encore au point à ce jour (Cayrol et al. 1992).

I.6. Mécanisme de capture des champignons prédateurs et parasites

D'après, B'Chir (1984) les trois espèces d'hyphomycètes prédateurs possèdent des systèmes de capture différents par exemple

Dactylaria candida : présente essentiellement deux systèmes : des boutons adhésifs et des anneaux non-constricteurs. Les boutons adhésifs se fixent sur différentes parties du corps de la proie grâce à une substance adhésive visible sur ces organes (B'Chir, 1984). Le pédoncule mycélien portant ces boutons est particulièrement

fragile et se casse facilement lorsqu'un nématode est piégé, mais le bouton lui-même ne se décollera pas de la proie, et finit par entraîner sa mort. La substance adhésive ne semble pas avoir une action spécifique et capture même des bactéries ce qui expliquerait une observation de Mankau sur la diminution de l'efficacité du piégeage dans un milieu riche en bactéries, les anneaux non-constricteurs ne piègent que les nématodes dont le diamètre est inférieur à leur propre diamètre.

Ce mécanisme de capture n'est pas exclusivement mécanique car l'anneau se colle à la cuticule du nématode en un ou deux points généralement au niveau de la région céphalique (Mankau, 1961).

Candelabrella rhusiformis : utilise des branches adhésives, associées à des spires contractiles en forme d'anneaux, les branches adhésives sont des simples expansions mycéliennes qui enserrant la proie, les spires contractiles en forme d'anneau rappellent celles de *Monacrosporium doedycoides* B'Chir(1972), mais elles sont dans ce cas beaucoup plus simples, formant un anneau ouvert qui se resserre au contact de la proie et l'envahit par les orifices naturels par la suite avec un bulbe infectieux le nématode vidé de son contenu. Les systèmes de capture peuvent apparaître aussi, directement sur les conidies comme l'a déjà signalé (Mankau, 1961).

Arthrobotrys spp. : Les deux espèces d'*Arthrobotrys* capturent les nématodes grâce à un réseau de mailles adhésives qui immobilise la proie avant, de l'envahir au moyen d'un bulbe infectieux. Les mailles adhésives sont circulaires chez *A. irregularis* et en forme d'anses semi-circulaires chez *A. oviformis* (B'Chir, 1972). La substance adhésive ne s'observe que sur les fragments de l'organe de capture en contact avec la proie, les mailles du réseau adhésif peuvent engluer diverses bactéries et capturer des nématodes très différents: larves de *Meloidogyne*, larves de *Globodera rostochiensis* et *G. rhabditides*. (B'chir 1984).

I.7. Les organes de reproduction

Les hyphomycètes prédateurs se reproduisent par conidies dont la morphologie et la disposition sur le conidiophore présentent une importance systématique.

Chez *Dactylaria candida* possède des spores pluricellulaires disposées en bouquet sur le conidiophore. Au microscope électronique à balayage s'observe chez cette espèce des conidies unicellulaires et bicellulaires avec une expansion caractéristique sur l'apex (Coolce et Godfrey, 1964).

D'après B'Chir, (1984) *Arthrobotrys* spp possèdent également des conidies bicellulaires avec une cellule proximale moins développée que la cellule distale, les conidies sont disposées sur un conidiophore simple ou ramifié.

L'activité des pièges en forme d'anneau est limitée, cependant, aux nématodes à plus faible diamètre (Cayrol et Frankowski, 1979). Mais comme ces anneaux sont associés aux boutons adhésifs capables de s'attaquer aux proies plus larges, la même espèce de champignon prédateur peut être active contre divers groupes de nématodes comme l'a déjà signalé (Barron, 1977). La fixation irréversible de ces organes et leur effet paralysant sur la proie expliqueraient la possibilité de piégeage de gros nématodes comme des femelles de *Rhabditis*. Bien que certaines bactéries stimulent l'induction des pièges (Cayrol et al. 1992).

La possibilité pour ces organes de capture d'engluer un grand nombre d'entre elles peut diminuer leur efficacité dans les sols où l'activité bactérienne est très importante. Ce risque est plus grand après l'épandage de la fumure organique qui apporte en plus des éléments fongistatiques ralentissant la croissance mycélienne.

L'introduction des champignons prédateurs dans le sol devrait, par conséquent, précéder celle de la fumure organique *A. irregularis* (B'Chir, 1981).

I.8. Importance des champignons dans la lutte biologique

D'après, Pelloile (1981) l'utilisation des champignons prédateurs comme moyen de lutte biologique a été envisagée contre les nématodes phytoparasites et les nématodes zooparasites. C'est jusqu'à ce jour le premier point qui a été le mieux exploré et également celui pour lequel les résultats sont les plus encourageants. Cette première orientation s'explique par l'impact économique des importants dégâts infligés aux cultures par les nématodes.

Les premiers essais d'utilisation remontent à 1938-1939 ; Linford et ses collaborateurs ont essayé de réduire les populations de nématodes responsables de

la maladie dite (racines noueuses des plants d'ananas) provoquée par les *Meloidogyne*, à Hawaï. Ils obtinrent des résultats positifs en ensemençant le sol avec des cultures de champignons *Dactylella ellipsospora* (Grove, 1884). Une autre espèce *D. bembicodes* Drechsler (1950) a été utilisée en France, pour protéger des bégonias des attaques des *Meloidogyne*. Le nombre de galles est passé de 85 par plant pour les témoins à 5 pour les plants traités (Deschiens et al. 1943).

Les travaux de Mankau et Minter (1962) ont prouvé que la population de *Tylenchus* est réduite suite à des apports de matières organiques qui ont favorisé le développement d'*Harposporium anguillulae* Lohde. Ce champignon endoparasite joue un rôle important dans le contrôle des populations de nématodes. Tarjan (1961) a essayé in vitro *Arthrobotrys musiformis* prédateur choisi pour sa rapidité à produire un grand nombre de chlamydospores contre le nématode parasite du citronnier *Radopholus similis*.

Des essais en plein champ ont montré que l'apport de Champignon « *Paecilomyces lilacinus* » dans le sol réduit davantage le nombre de galles de *Meloidogyne* que des traitements nématicides classiques, (Cayrol et al.1992).

En 2010, Kallel et Labiadh ont montré que le champignon *Meristacrum cionopagum*, a présenté une bonne activité de capture à 25°C, en effet il a pu capturer plus de 80% de larves de *T. semipenetrans* en 72 heures.

Le contrôle biologique des helminthoses, a révélé que le champignon nématophages *Duddingtonia Flagrans* administré par voie orale à des chèvres a réduit le développement larvaire des espèces de nématodes parasites *Teladorsagia circumcincta* et *Trichostrongylus colubriformis* (Paraud et Chartier, 2002). Par ailleurs, Cette espèce de champignon *D. Flagrans*, s'est montrée très efficace dans le traitement des larves infestantes de différents strongles quand il est administré sous forme de spores par voie orale à des veaux, brebis, porcs et chevaux. Elle a réduit plus de 90% le nombre de larves (Larsen, 2000 in ; Paraud et Chartier, 2002).

II.1. Généralités sur les nématodes

Les nématodes sont des organismes vermiformes cylindriques non segmentés occupant des niches écologiques très diverses sur la planète. S'ils comprennent différentes formes, libres ou parasites d'animaux ou de végétaux, les nématodes sont tous des animaux aquatiques. Ils exploitent différents milieux tels que les océans et les mers, les eaux douces mais aussi les fluides corporels, les films d'eau dans le sol ou les végétaux (Blanchard, 2006). Ce sont les organismes les plus abondants de tous les métazoaires en termes de nombre d'individus dans de nombreux écosystèmes, notamment ceux du sol (1201011 individus/m²) contre (105 individu d'acariens / m²) qui constituent le deuxième groupe le plus abondant, (Kevan, 1965).

Excepté leur morphologie très homogène, les nématodes présentent une très grande diversité avec un nombre total d'espèces dans le phylum Nemata estimé entre 40000 et 10 millions (Blaxter *et al.*1998; Dorris *et al.* 1999 ; Blumenthal *et al.*2004). Ce grand nombre d'espèces 26000 décrites, (Hugot *et al.* 2001) les place au deuxième rang dans le règne animal après les insectes. Les nématodes ont également des régimes alimentaires très diversifiés. Certaines espèces sont bactériophages, d'autres sont entomopathogènes (ex : *Steinernema spp* ou *Heterorhabditis spp*), parasites d'animaux (ex : *Ascaris spp*) ou encore prédatrices (ex : *Mononchus spp*). Enfin, parmi toutes les espèces de nématodes décrites, seulement 15% sont des parasites de plantes ex : *Globodera spp*, *Meloidogyne spp*, *Pratylenchus spp*, *Ditylenchus spp*... (Blumenthal *et al.* 2004).

II.2. Organisation structurale des nématodes

Les nématodes sont des organismes vermiformes à symétrie bilatérale recouverts d'une cuticule continue et souple mais très résistante. Ils sont ainsi contraints à croître de façon discontinue en passant par quatre mues larvaires avant d'atteindre la forme adulte. Même si leur taille est très variable, de 100 µm à 6 m, l'immense majorité des espèces ne dépasse pas 1 à 2 mm (Blumenthal *et al.* 2004).

Ils possèdent un tube digestif rectiligne se terminant par la bouche et l'anus aux extrémités et les glandes génitales mâle (testicules) et femelle (ovaires). Ces organismes possèdent un hypoderme produisant deux cordes longitudinales hébergeant les cordes nerveuses. Une musculature qui entoure les organes internes (tube digestif et gonades), les cellules musculaires longitudinales sont connectées aux cordes nerveuses par des expansions (cellules neuromusculaires) (Blumenthal *et al.* 2004).

Le système nerveux est composé de ganglions cervicaux associés à l'anneau nerveux situé en amont de la partie glandulaire de l'œsophage. Ce dernier est relié à plusieurs ganglions nerveux : deux ganglions latéraux, des ganglions ventraux, un petit ganglion dorsal et deux petits ganglions subdorsaux (rattachés à la face postérieure de l'anneau nerveux), ainsi que six petits ganglions antérieurs reliés aux récepteurs sensoriels situés dans la tête du nématode. Sidiqii (1972). Les nématodes possèdent des organes sensoriels relié au système nerveux, ils sont constitué par les amphides situées à l'extrémité antérieure et les phasmides à l'extrémité postérieure. Ils n'ont ni système circulatoire, ni système respiratoire. (fig.6) (Fortuner, 1986).

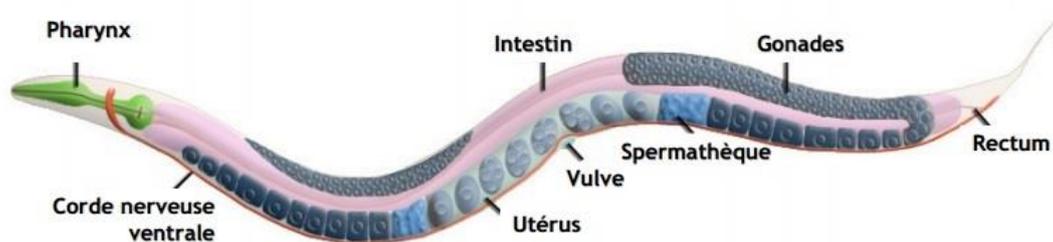


Fig.6 Structure d'un nématode (Altun et Hall, 2004 in ; Blanchard *et al.* 2006.)

II.3. Reproduction et cycle de vie

L'appareil reproducteur est composé de deux gonades qui, selon les espèces peuvent ou pas avoir les mêmes dimensions. Chez les femelles la gonade comprend un ovaire contenant les cellules germinales, la spermathèque (poche de stockage des spermatozoïdes), l'utérus dans lequel sont situés les œufs et le vagin qui débouche à l'extérieur par le port génital (vulve). Chez les mâles, la gonade est composée du testicule et de la vésicule séminale. Ils possèdent un appareil

copulateur formé de deux spicules qui permettent d'injecter l'accouplement, la reproduction des nématodes est selon les espèces soit sexuelle soit parthénogénétique. Chez les espèces parthénogénétiques, bien que présents, les mâles n'interviennent pas dans la reproduction (Mateille *et al.* 2016). Le cycle de développement des nématodes phytoparasites (NPP) est relativement simple. Les œufs, dont l'éclosion est parfois favorisée par des exsudats racinaires, donnent naissance à des juvéniles; il y a 4 stades juvéniles qui se terminent chacun par une mue. Le premier stade (J1) est dans l'œuf, le second stade (J2) éclos et qui représente le stade infestant. Le dernier stade juvénile après la dernière mue (M4) engendre un nématode adulte, mâle ou femelle. Leur cycle de développement complet est très variable selon les espèces. À titre d'exemple, il est de 3 semaines chez *Meloidogyne javanica* et plus d'un an chez *Xiphinema diversicaudatum*. La fécondité des nématodes varie également en fonction des contraintes environnementales. Les œufs et certains stades juvéniles sont capables de persister plusieurs années dans le sol à l'état quiescent (Karakas, 2007).

II.4. Les nématodes associés à l'olivier

Plusieurs espèces de nématodes ont été rencontrées sur olivier. Le premier nématode associé à ces cultures est le nématode à galles du genre *Meloidogyne* signalé aux USA par Buhner *et al.* (1933 in ; Sasanelli, 2009). Selon Nico *et al.* (2002 in; Sasanelli, 2009), plus de 100 espèces nématodes phytoparasites, réparties dans 47 genres ont été signalés associé aux oliviers. Toutefois, seulement quelques genres et espèces sont capables d'affecter la croissance des oliviers, en plus des *Meloidogyne* sont signalés *Pratylenchus penetrans* et *P. vulnus*, *Helicotylenchus* spp., *Tylenchulus semipenetrans*, *Gracilacus peratica*, *Rotylenchulus macrodoratus*, *Xiphinema index* et *X. elongatum* (Graniti, 1955; Diab et El-Eraki, 1968; Lamberti et Baines, 1969; 1970; Abrantes et al., 1992; Lamberti et Vovlas, 1993; Nyczepir et Halbrendt, 1993; Sasanelli et al., 1997; 1999; Sasanelli et D'Addabbo, 2002) ces auteurs sont cités par Sasanelli (2009). Plusieurs espèces sédentaires s'attaquent également à ces arbres comme *Trophotylenchulus saltensis* et le nématode à kyste *Herodera mediterranea* ont été signalé sur les racines d'olivier (Sasanelli, 2009).

En Algérie très peu d'études se sont intéressé aux nématodes associés aux vergers oléicoles. Néanmoins, le travail de Hoceini *et al.* (2014) à dévoiler divers espèces phytophages telles que *Paratylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Xiphinema*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* et *Scutellonema*.

II.5. La pathogénicité des nématodes sur olivier

D'après Chafaa *et al.* (2014), les nématodes comptent parmi les animaux les plus diversifiées et les plus abondants. Ils sont les plus importants consommateurs secondaires vivants dans le sol. Ils jouent un important rôle dans la décomposition des matières organiques, la minéralisation des éléments nutritifs, la transformation et le transfert d'énergie (Freckman, 1988). Les nématodes phytoparasites ont une incidence économique très importante à l'échelle mondiale dont l'estimation des dégâts reste difficile en raison des nombreuses interactions les liants à d'autres maladies fongiques, bactériennes et virales (Cadet, 1998).

Les principales attaques des nématodes portent sur les systèmes racinaires des plantes qui sont endommagées et diminuées dans leur capacité d'absorption de l'eau et des éléments nutritifs du sol ; entraînant ainsi des pertes de rendement et de vigueur des arbres (Sasanelli, 2009).

Les symptômes typiques causés par les nématodes aux racines sont une réduction du système racinaire, une distorsion de sa structure ou une augmentation du diamètre des racines (Talwana *et al.* 2008). La sévérité des dommages occasionnés est reliée surtout à la combinaison plante-nématode, aux facteurs climatiques comme les précipitations, au type de sol et les taux d'humidité ; ainsi qu'aux différentes pratiques culturales qui peuvent être également à l'origine de ces atteintes (Bois *et al.* 2000 ; Bélair, 2005).

Les préjudices causés par les nématodes phytoparasites sur les plantes cultivées ont une importance économique capitale, tant d'un point de vue qualitatif (dépréciation de la qualité du produit), que quantitatif (diminution des rendements) et législatif (interdiction de certaine culture) (Cadet, 1998). Ils sont, en effet à l'origine d'une part importante des pertes agricoles dans les principaux pays producteurs, où l'intensification de la culture a également favorisé l'augmentation des populations des nématodes inféodées aux cultures. Ceci est notamment le cas de la nématofaune associée aux cultures de l'olivier dans le bassin méditerranéen (Nico *et al.*, 2002; Castillo *et al.* 2003).

II.6. Symptômes et dégâts des nématodes associés à l'olivier

La nature de l'association des nématodes avec l'olivier n'a pas encore été évalué, mais les dégâts de plusieurs genres ont été étudiés : *Gracilacus*, *Helicotylenchus*, *Heterodera*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Tylenchulus* et *Xiphinema*. (El-Eraki, 1968 in, (Sasanelli, 2009)). Les espèces du genre *Helicotylenchus* à savoir *H. erythrinae*, *H. oleae* et *H. dihystra* causent des nécroses et des lésions brunes dans la partie nourricière des racines de l'olivier, et induit par conséquence un retard de la croissance suite à la réduction du système racinaire. Sur l'arbre sa se traduit par des chloroses foliaires progressive (Graniti, 1955; Diab et El-Eraki, 1968 in ; (Sasanelli, 2009)). Les recherches de Lamberti et Baines (1969) ; Sasanelli *et al.* (1997) cité par Sasanelli (2009) ont démontré par des essais en serre la réaction des différents cultivars d'olivier, en particulier du porte greffe DA12I aux espèces de *Meloidogyne* « *M. incognita* et *M. javanica* ». Ces dernières sont responsables de la réduction du développement de la plante. Ces nématodes se reproduisent sur les racines d'olivier et entraînent la formation de galles de forme sphéroïde ou allongé localiser sur l'apex racinaire ou tout au long de son axe (Fig. 7).

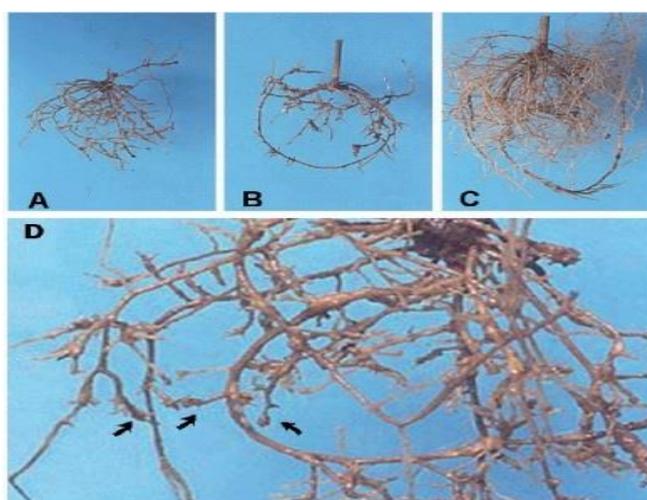


Fig.7.Des racines d'olivier variété (cv. Yusti) infestés par *M. incognita* (A) *M. javanica* (B) en comparant avec un plant non infesté(C). Détail sur des galles induites(D) (Sasanelli, 2009).

Les galles sur olivier sont particulièrement très visibles quand la densité des galles des nématodes. Des coupes sur des galles racinaires montrent que les nématodes stimulent la formation de plusieurs cellules (3 à 5) géantes autour de la région céphalique qui se trouve dans le cylindre vasculaire des racines (fig. 8). Leur cytoplasme granulé est dense et homogène et contient de nombreux noyaux nucléiques. Un xylème anormal et interrompu ainsi que des blessures sur le parenchyme et xylème sont observés sur plusieurs parties racinaires (Sasanelli *et al.* 2000).

Abrantes et Santos (1991) ont trouvé que *M. lusitanica* est capable d'induire des problèmes de croissances sur olivier. L'espèce *M. baetica*, récemment identifiée sur des oliviers sauvages. Des études sur l'interaction hôte- parasite ont démontré que cette espèce a pu se multiplier sur des plantes d'oliviers infectées naturellement (cvs. Arbequina and Picual) (Castillo *et al.* 2003).

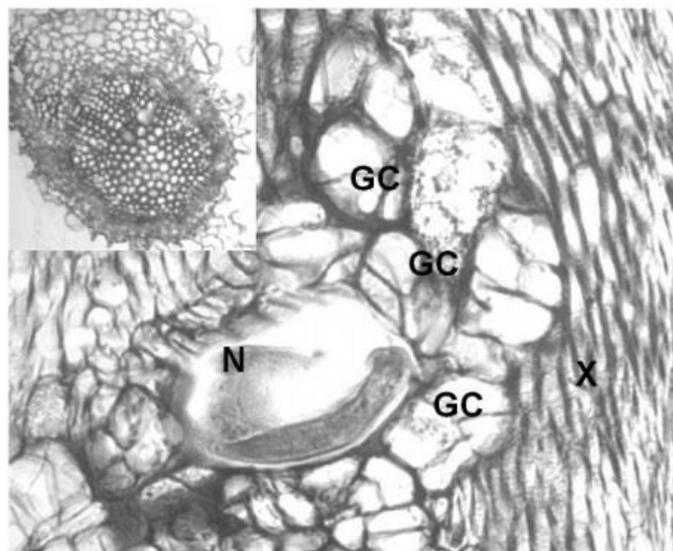


Fig.8. Coupe transversale des galles montrant les changements induits par *M. incognita* sur les racines de l'olivier (variété cv. Ascolana) (Sasanelli, 2009)
 (GC) : les cellules géantes étendu (N) : nématode entouré (X) : les éléments adjacents du xylème. L'image insérer présente la coupe transversale d'une racine saine.

III.1. Objectif du travail

Le but de cette étude est d'inventorier les champignons nématophages (parasites et prédateurs) dans les sols oléicoles de quatre stations de la Mitidja centre dont huit vergers.

III.2. Description morphologique de l'olivier

L'olivier domestique est, du point de vue génétique, un arbre de taille moyenne qui, dans les cas extrêmes, peut atteindre une hauteur de 10 m. A l'état naturel, il présente une frondaison arrondie. L'olivier est un arbre polymorphe, qui présente une phase juvénile au cours de laquelle les feuilles sont différentes de celles de l'âge adulte. Il s'adapte bien à des conditions d'environnement extrêmes telles que la sécheresse et la chaleur. Bien qu'il exige un sol léger et aéré pour un bon développement, l'olivier tolère un large éventail de type de sol et résiste à de faibles températures. L'olivier est un arbre à fructification bisannuelle dans toutes les conditions de croissance. Dans la plupart des cultivars, les fruits se trouvent à la surface de la frondaison (Tombesi et Cartechini, 1986).



Fig.9 : Verger d'olivier (Original, 2016).

III. 3. Méthodologies

Les Investigations sur les champignons nématophages (prédateurs et parasites) ont été réalisées dans la rhizosphère des oliviers dans quatre stations et sur deux tranches d'âges différentes, jeunes parcelles (- de 10 ans) et vieilles parcelles (+ de 50 ans).

Le travail expérimental est réalisé en fonction des étapes suivantes :

- Sortie sur terrain Prélèvement des échantillons de sol dans la rhizosphère de l'olivier selon la méthode de prélèvement en diagonale.
- Recherche de champignons nématophages parasites sur nématodes
- Isolement des champignons du sol sur milieu PDA (Potatos- Dextrose- Agar).

III.3.1. Sites d'échantillonnage

Le prélèvement des échantillons a été réalisé dans 8 vergers oléicoles de 4 communes de la wilaya de Blida ; Larabaa, Oued el Alleug , Sidi Aissa et Beni Mered. les parcelles se distinguent par leur âge. Nous avons prélevé 4 échantillons de vieilles parcelles de plus de 50 ans et 4 échantillons de jeunes parcelles moins de 10 ans.

III.3.3.1. Matériels utilisés

- Deux Tamis de (2 mm et 90 μ) (Fig.11)
- Deux Seaux de 10 L
- Bâton.
- Béchers
- Entonnoirs
- Des tubes à essai de 100 ml
- Tamis en plastique avec filtre kleenex (Fig.11)
- Pissette d'eau
- Cellule de comptage gradué
- Loupe binoculaire



Fig.11 : Différents tamis utilisés (Tamis à 90 μ , Tamis à 02mm, tamis en plastique)
(Original, 2016).

III.3.3.2.Procédé d'extraction

Les sols sont préalablement bien homogénéisés au laboratoire sur un plateau à partir de ces échantillons, on prépare dans un bécher 250 ml de terre. Cette quantité est déposée et délayée à travers le tamis (2mm) dans une petite bassine. Ce tamis va retenir les gros cailloux, le sable grossier et les débris organiques. Le contenu de la bassine est ensuite transvasé dans un seau en plastique puis complété à 6 ou 7 litres d'eau. A l'aide d'un bâton on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol. On laisse 30 secondes pour que les particules de sol se sédimentent mais sans que l'eau ne s'arrête de tourbillonner.

Le surnageant est versé à travers le tamis (90 μ) qui va retenir les nématodes. On récupère le contenu du tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristalliseur. On répète l'opération 3 à 4 fois pour récupérer le maximum de nématodes.



Fig.12 : Les étapes d'extraction des nématodes du sol
(Original, 2016).

III.3.3.3.Purification des nématodes par passage actif

On procède à la purification par passage actif des nématodes car la solution obtenue après extraction est boueuse. Il est impossible d'observer les nématodes à ce stade. Pour cela on prépare les tamis en plastique avec des filtres kleenex qu'on place dans des assiettes en plastiques. Le contenu des cristalliseurs de chaque échantillon est passé à travers les tamis précédemment préparés. Ces derniers sont ensuite placés dans les assiettes remplies d'eau jusqu'affleurement de la surface du tamis. Le dispositif (fig. 16) est déposé à la température ambiante pour le passage

actif pendant 3 jours. Passé ce délai, le contenu de chaque assiette est récupéré dans des tubes à essai (100 ml). On laisse décanter ces derniers pendant 15 min. Ensuite ils seront réajustés à la graduation adéquate (25, 50,75 ou 100ml) en fonction de la densité des nématodes dans le tube.



Fig.13 : Les différentes étapes de la purification des nématodes par passage actif (Original, 2016).

III.3.3.4.Observation et isolement des nématodes parasités

Pour la détection des nématodes parasités par les champignons, le contenu de chaque tube est versé dans une boîte de Pétri gradué et observé sous loupe binoculaire au grossissement (x20, 40 ou 80). Les nématodes parasités sont prélevés et placés dans des salières afin de voir le développement du champignon sur les nématodes et pouvoir l'identifier.

III.3.4. Isolement des champignons du sol

III.3.4.1. Préparation du milieu de culture PDA

Le milieu PDA (Potatos Dextrose Agar) est utilisé pour les isollements des microorganismes (champignons, bactéries). Il est capable d'entretenir la croissance du mycélium et germination des organes de conservation. Il permet des observations

nettes des structures des champignons au microscope optique. La préparation du milieu PDA se fait selon la procédure suivante :

Les tubercules de pomme de terre d'un poids de 200g sont nettoyés, épluchés et coupés en morceaux puis placés dans une casserole avec 1l d'eau. L'ensemble est mis sur une plaque chauffante après cuisson des pommes de terre, l'eau est récupérée est placée dans une fiole (1l) à laquelle on ajoute 20g d'agar et 20g de glucose. Le milieu préparé est bien mélangé par agitation automatique (10mn), ensuite il est réparti dans des flacons de 200ml qui vont passer à l'autoclave pendant 20 minutes à une température comprise entre 110 et 120°C. Le milieu PDA ainsi préparé est prêt à l'emploi, ce dernier est coulé dans des boîtes de Pétri d'une épaisseur de 2 à 3 mm dans des conditions stériles sous une haute. Les boîtes de Pétri préparées serontensemencées par le sol prélevé des différentes régions.

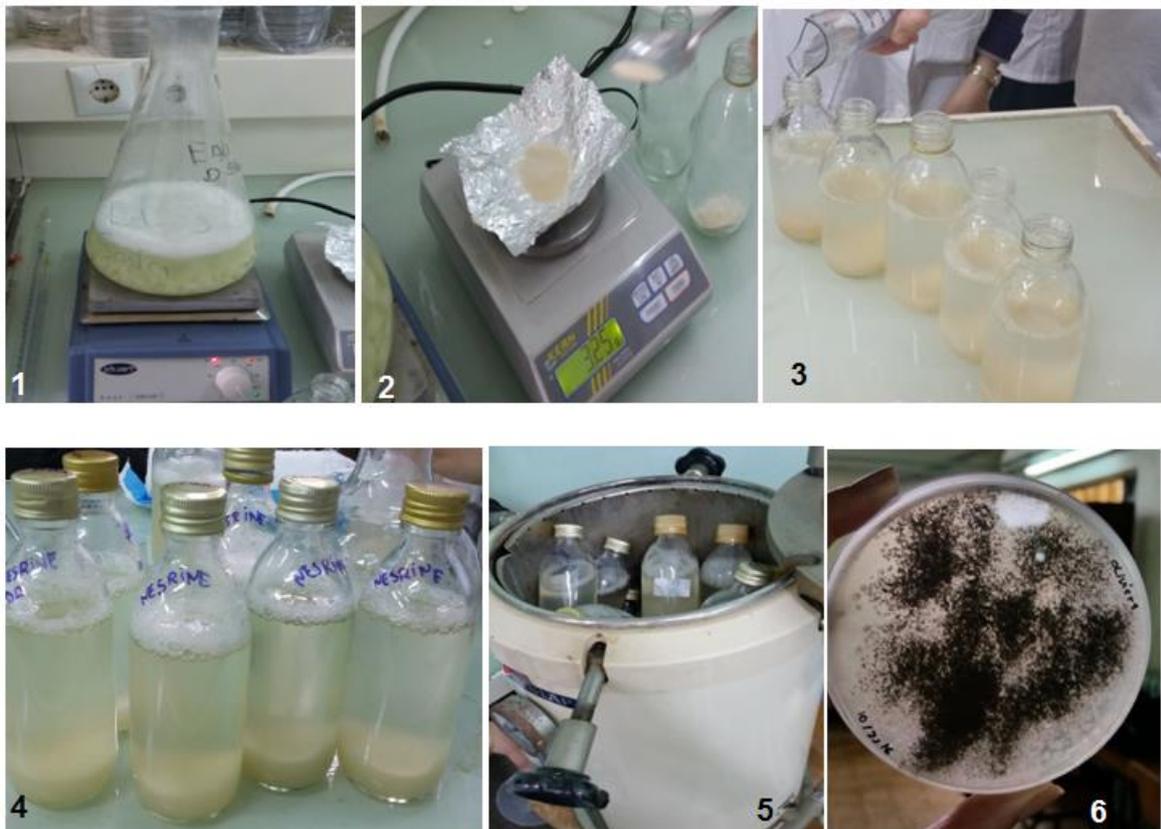


Fig.14 : les étapes de préparation du milieu de culture PDA (Original, 2016).

III.3.4.2. Préparation du sol

Le sol de chaque station prospectée est étalé sur papier blanc pour séchage. Une fois sec ce dernier est broyé à l'aide d'un mortier puis il est tamisé (2mm). Trois lots de 1g chacun sont préparés pour chaque station. Ces derniers seront étalés

dans les milieux de trois boites de Pétri. Ils vont représenter les trois répétitions utilisées dans ce travail.

III.3.4.3. Isolement des champignons à partir du sol

Pour chaque région nous avons réalisé trois répétitions. Après refroidissement du milieu PDA dans les boites de Pétri nous entamons l'étape d'ensemencement qui est réalisé dans les conditions aseptiques. Dans chaque boite on disperse 1g de sol, ces dernières sont fermés à l'aide de parafilm et sont inversées pour éviter l'accumulation d'eau sur le couvercle. Chaque boite est datée, numérotée et nommée. Ces derniers sont mis dans une étuve réglée à 25°C, température favorable au développement des champignons. Les observations ont été réalisées 24h après ensemencement du sol. Le suivi du développement des champignons a duré 20 jours à partir du premier jour des observations. Toutefois, les champignons nématophages commencent à se développer à partir du 5^{ème} jour. Les observations sont réalisé au microscope optique (Gx 20 ; x25). Les clés utilisées pour la détermination des champignons sont celle de Buyck (1986) ; Barron (1968).



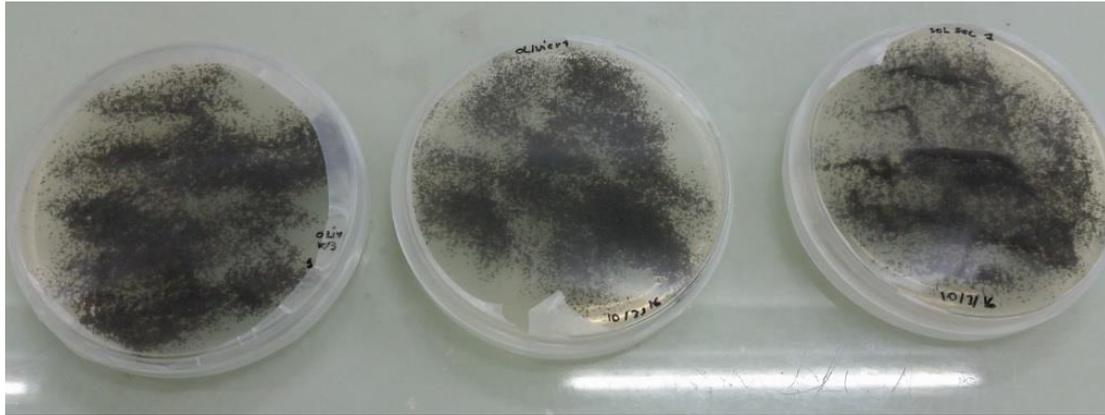


Fig.15 : les étapes de l'ensemencement du sol (Original, 2016).

III.3.5. Détermination de l'humidité du sol

L'humidité de la terre est déterminée sur un échantillon fraîchement prélevé par différence entre le poids de l'échantillon humide et l'échantillon séché à 105°C pendant 24 heures. Les échantillons de sol prélevés dans les différentes régions ont subi cette étape, au laboratoire 1g de sol est pesé pour chaque région ce dernier est placé dans une coupelle en verre qui est mise dans l'étuve réglée à 105°C. Deux répétitions ont été faite pour chaque station. Après 24h à l'étuve le sol séché est pesé. Le taux d'humidité est calculé selon la formule suivante.

$$\text{Humidité en \% (H\%)} = \frac{\text{Poids du sol Humide} - \text{poids du sol sec}}{\text{poids du sol sec}} \times 100$$

III.4. Exploitation des résultats

Les données recueillies sur les champignons nématophages recensées sont analysées afin d'émaner les caractéristiques majeurs. Pour cela nous avons fait appel aux indices écologiques, l'analyse multivariée (ACP) et les corrélations.

III.4.1. Indices écologiques

Le diagnostic écologique des champignons identifiés A concerné les indices suivants:

Indice de diversité (Shannon-Weaver (H'), Indice d'équitabilité (E) et la richesse spécifique (RS). Ces indices sont analysés à travers le logiciel PAST (compare Diversity).

III.4.2.L'analyse multivariée

Les corrélations existantes entre la répartition des espèces de champignons nématophages dans les stations d'études sont mises en évidence par l'analyse en composantes principales (ACP). Le principe de cette analyse est de représenter un phénomène multidimensionnel par un graphique à deux ou plusieurs dimensions. Ce test permet de résumer la plus grande variabilité des caractéristiques physico-chimiques quantifiées pour un nombre plus réduit de variables appelées axes factoriels qui ont des coordonnées comprises entre - 1 et + 1 et appartiennent à un cercle des corrélations. L'interprétation de l'ACP se fait à partir de l'examen du cercle des corrélations et de la position du statut des variables sur les axes factoriels (Phillippeau, 1986).

L'hypothèse d'égalité de la variation dans les stations est testée par le modèle de la distance euclidienne à un facteur contrôlé par le logiciel PAST – Palaeontological Statistics, ver. 1.81.

III.4.3. Corrélations-régressions (PAST, ver. 1.81) et Excel™)

Lorsque 2 variables quantitatives varient conjointement, on doit mesurer la significativité du coefficient de corrélation. En conditions paramétriques, il s'agit du coefficient r de Pearson. Dans le présent travail, l'analyse a concerné la relation entre l'humidité du sol et la répartition des espèces de champignons identifiés.

IV.1. Inventaire des champignons nématophages dans les zones oléicoles

Les résultats des observations a permis de répertorier **12** espèces de champignons nématophages (prédatrices et parasites). Les champignons parasites rencontrés sur les nématodes (*Catenaria anguillulae*, *Hirsutella* et *Myzocyttium*). Les champignons isolés du sol sont représentés par *Stylopage cephalote*, *Arthrobotrys obovatus*, *Arthrobotrys globospora*, *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *Dactylella ellipsospora*, *Gliomastix murorum* et *Beauveria bassiana*.

IV.1.1. Les champignons endoparasites sur nématodes

Les champignons endoparasites sont des parasites obligatoires qui se développent et se nourrissent dans le corps de nématode (Cayrol, 1979). Ces champignons identifiés sont :

IV.1.1.1. Genre *Catenaria*

Le genre *Catenaria* forme des zoospores biflagellées, capable de se diriger vers les Nématodes et de se fixer sur leur cuticule en s'y enkystant. Ensuite, ces spores germent et pénètrent dans le corps de la proie où elles produisent un thalle infectieux qui donne naissance à des zoosporanges globuleux. (Cayrol et al., SD).

Le genre *Catenaria* a été identifié sur *Helicotylenchus*. James *et al.*, (2006) affirment que l'espèce *Catenaria anguillulae* a été étudiée pour son comportement de parasite facultatif d'importants nématodes parasites de plantes cultivées. D'après Singh *et al.* (2006), cette espèce parasite et tue les œufs, ainsi que les juvéniles (J2) de

Meloidogyne graminicola. Le pourcentage de mortalité des œufs est plus élevé que la mortalité des juvéniles (J2).

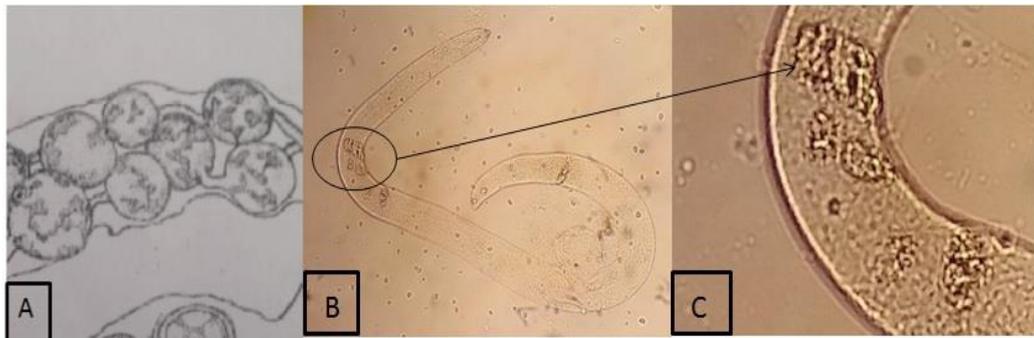


Fig. 16 : (A) thalles de *Catenaria anguillulae* (Buyck, 1986) ; (B et C) *Helicotylenchus* infecté par *Catenaria* (Gx100 et x250) (Original, 2016).

IV.1.1.2. Genre *Hirsutella*

Le genre *Hirsutella* a été identifié sur *Ditylenchus*. Les champignons du genre *Hirsutella* ont des spores qui se fixent aux nématodes et qui développent alors leur mycélium à l'intérieur de l'animal. La fixation doit se faire en milieu sec mais les nématodes se déplaçant dans l'eau, il faut que les sols possèdent une porosité élevée afin que les spores puissent être maintenues au sec au centre du pore. (Giovannetti, 1992). Des Hyphomycètes à spores adhésives, du genre *Hirsutella*, se cultivent aisément sur plusieurs milieux artificiels. (Cayrol, SD).

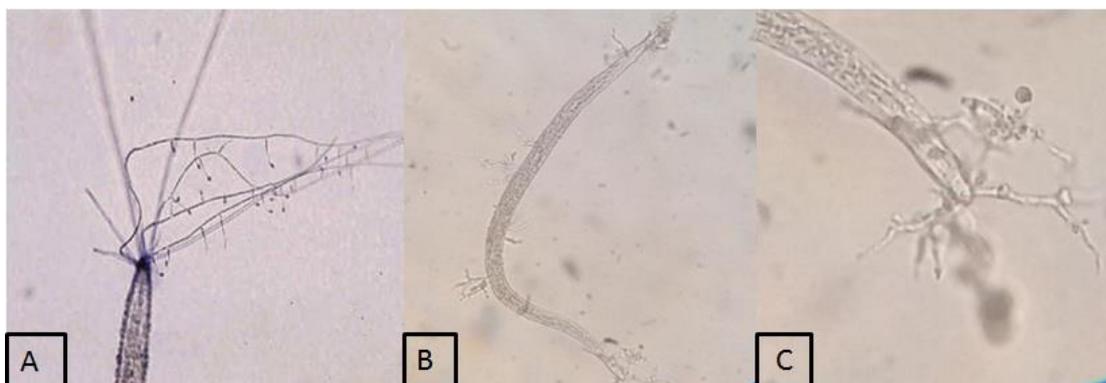


Fig. 17 : (A) : Nématode infecté par *Hirsutella* sp (Anonyme, Fungal Antagonists of Nematodes 2012) ; **(B et C):** *Ditylenchus* infecté par *Hirsutella* (original, 2016) (Gx100 et x250).

IV.1.1.3. Genre *Myzocytiium*

Le genre *Myzocytiium* a été détecté *Helicotylenchus*. Selon Barron (1976) trois espèces de *Myzocytiium* parasites des nématodes. Chez *M. papillatum*, les zoospores s'enkystent directement sur la cuticule de l'hôte avant leur pénétration. Cette espèce produit des zoospores sphériques lisses. Pour *M. glutinosporum*, les zoospores biflagellées n'attaquent pas l'hôte directement; après leur enkystement, elles produisent un bourgeonnement sphérique adhésif qui permet aux spores d'adhérer à la cuticule lors du passage des nématodes. Cette espèce produit des zoospores sphériques échinulées. Alors que *M. anomalum*, les spores primaires sont des aplanospores. Après une phase de dormance et une stimulation adéquate, ces aplanospores se changent en zoospores biflagellées qui s'enkystent ultérieurement sur la cuticule de l'hôte. Le stade sexuel n'est pas connu pour cette espèce. La persistance est assurée grâce à des chlamydozoospores sphériques à parois épaisses (Barron, 1976).

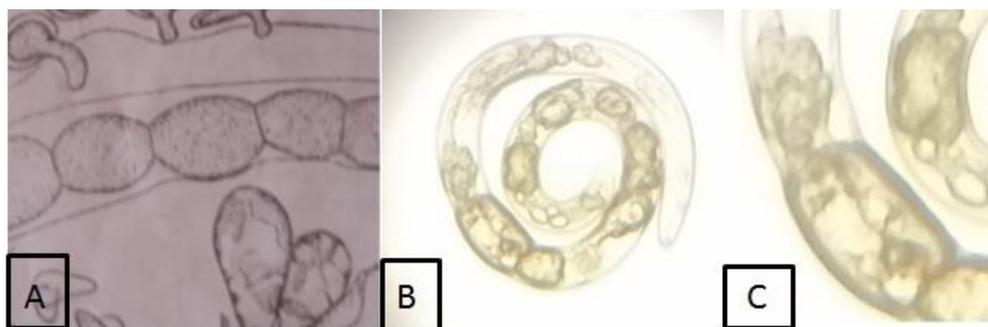


Fig. 18 : (A): *Myzocytiium* sp dans des nématodes (Buyck, 1986) ; **(B et C) :** *Helicotylenchus* infecté par *Myzocytiium* (Originale, 2016) (Gx250).

IV.1.2. Les champignons rencontrés dans le sol

Il existe dans le sol des champignons qui ont la capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir. C'est à la fin du XIX^{ème} siècle que les premiers d'entre eux ont été découverts et décrits. Ils diffèrent les uns des autres par leur mécanisme de piégeage : pièges en réseaux, en anneaux, boutons collants ou spires. Ces champignons, présents naturellement dans le sol, n'y sont pas en assez grande quantité (Cayrol, 1980). Les champignons prédateurs déterminés dans ce travail sont répartis en cinq familles (*Moniliaceae*, *Mucorales*, *Zoopagaceae*, *Hypocreomycetida* et *Cordycipitaceae*).

IV.1.2.1. Famille des *Moniliaceae*

- ***Arthrobotrys musiformis***

C'est une espèce qui possède des chlamydo-spores produites par des filaments submergés dans substratum, montrant la séparation de la paroi en couche interne et externe, la forme des conidies est bicellulaire et allongée (Buyck, 1986).

- **Classification** : selon Drechsler (1937) elle est donnée comme suit :

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Ascomycota*

Ordre : *Orbiliiales*

Famille : *Moniliaceae*

Genre : *Arthrobotrys*

Espèce : *Arthrobotrys musiformis*

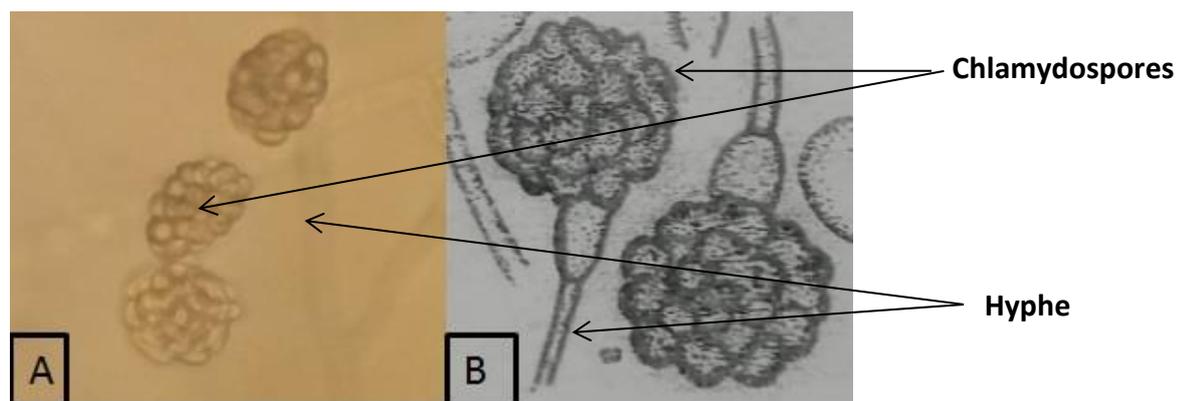


Fig. 19 : Morphologie d'*Arthrobotrys musiformis*

A : Photo Originale (2016) (Grx250) ; **B** : Clé de Buyck (1986)

- ***Arthrobotrys globospora***

C'est un champignon nématophage qui capture les nématodes par un réseau d'hyphes et conidies adhésives qui piègent le nématode, le champignon se nourrit du nématode jusqu'à la mort de ce dernier (Buyck, 1986).

- **Classification** : Selon Mekhtijeva (1964) elle est la suivante

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Ascomycota*

Ordre : *Orbiliiales*

Famille : *Moniliaceae*

Genre : *Arthrobotrys*

Espèce : *Arthrobotrys globospora*

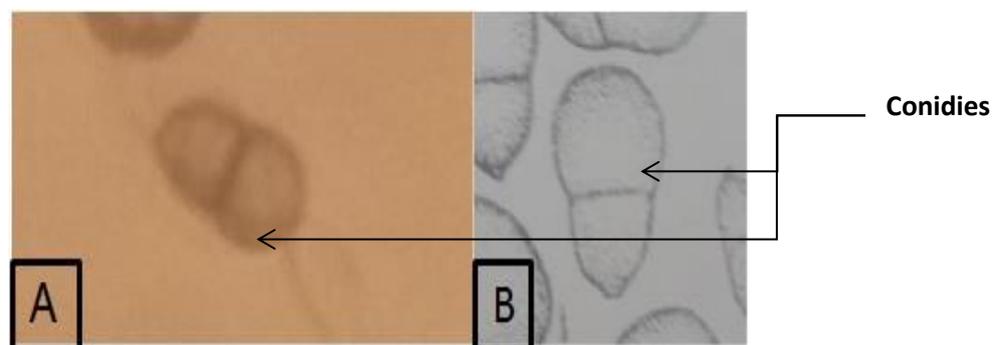


Fig. 20 : Morphologie d'*Arthrobotrys globospora*

A : Photo Originale (2016) (Grx250) ; **B** : Clé de Buyck (1986)

- ***Arthrobotrys oligospora***

C'est un champignon nématophage qui capture les nématodes par un réseau d'hyphes adhésifs, lorsque le nématode est piégé, le champignon perce le tégument du nématode et produit une structure bulbeuse, à partir de cette structure les hyphes se développent et se nourrissent du corps du nématode. Cela contribuera à la mort du nématode par la rupture partielle du corps de nématode par ce bulbe infectieux du champignon (Drechsler, 1937).

- **Classification** : Fresen (1850) classe ce champignon comme suit

Règne : *Fungi*
Embranchement : *Zygomycota*
Ordre : *Orbiliales*
Famille : *Moniliaceae*
Genre : *Arthrotrys*
Espèce : *Arthrotrys oligospora*

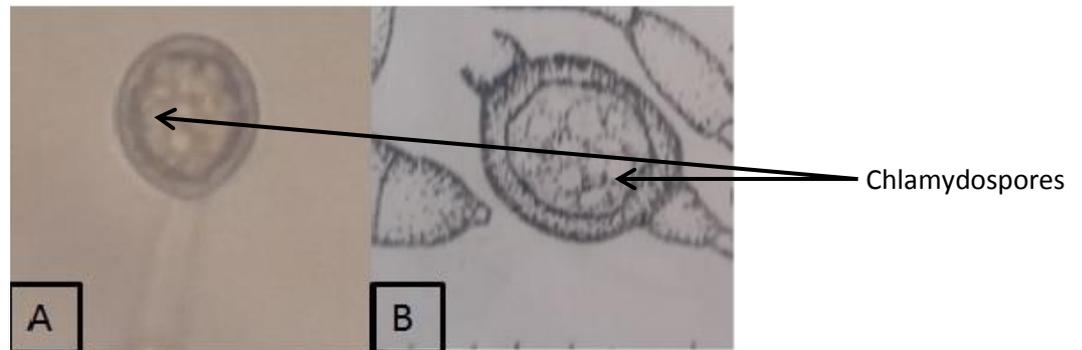


Fig. 21 : Morphologie d'*Arthrotrys oligospora*

A: photo original (2016) (Grx400); B : Clé (Buyck, 1986)

- ***Dactylella ellipsospora***

Cette espèce présente une conidie après germination elle produit des boutons adhésifs pédonculés (Buyck, 1986).

- **Classification** : d'après Grove (1886), la classification de *D. ellipsospora* est comme suit

Règne : *Fungi*
Embranchement : *Ascomycota*
Ordre : *Orbiliales*
Famille : *Moniliaceae*
Genre : *Dactylella*
Espèce : *Dactylella ellipsospora*

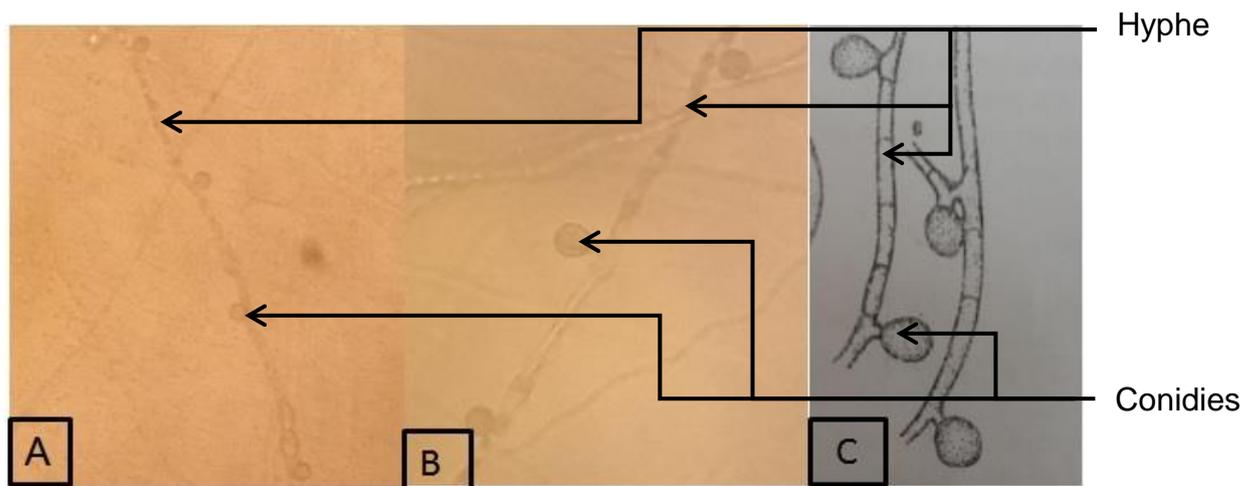


Fig. 22 : Morphologie de *Dactylella ellipsospora*
 A: photo original (2016) (Grx250) ; B:Clé (Buyck, 1986)

IV.1.2.2.Famille des *Mucoralaceae*

- ***Rhopalomyces elegans***

Les conidies sont bicellulaires et solitaires. Ce genre possède des columelles. La partie inférieure du prophore montre la distribution des rhizoïdes (Barnett et Hunten, 1998). Quand ils germent les grandes spores produisent un système étendu (1 à 2mm de diamètre) (Philip, 2001).

- **Classification** : Selon Schimmel-Bildungen (1839), elle est comme suit :

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Zygomycota*

Ordre : *Zoopagales*

Famille : *Mucoralaceae*

Genre : *Rhopalomyces*

Espèce : *Rhopalomyces elegans*

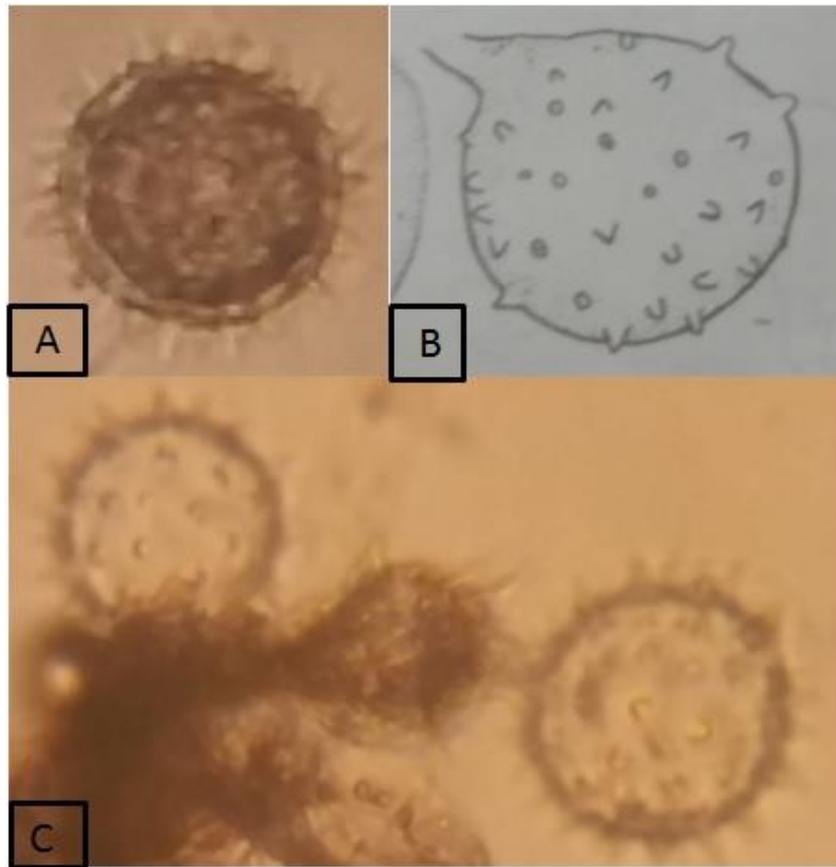


Fig. 23 : Morphologie de *Rhopalomyces elegans*, (columelles)
 A, C: photo Originale (2016) (Grx250) ; B: Clé (Buyck, 1986)

IV.1.2.3.Famille Zoopagaceae

- ***Stylopage cephalote***

Ce genre de champignon prédateur présente une portion d'hyphes, entourés d'une substance gluante, ces hyphes capturent les nématodes et présentent des ramifications assimilatives dans le corps du nématode (zopf, 1880).

- **Classification** : Drechsler (1935) propose la classification qui suit

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Zygomycota*

Ordre : *Zoopagales*

Famille : *Zoopagaceae*

Genre : *Stylopage*

Espèce : *Stylopage cephalote*

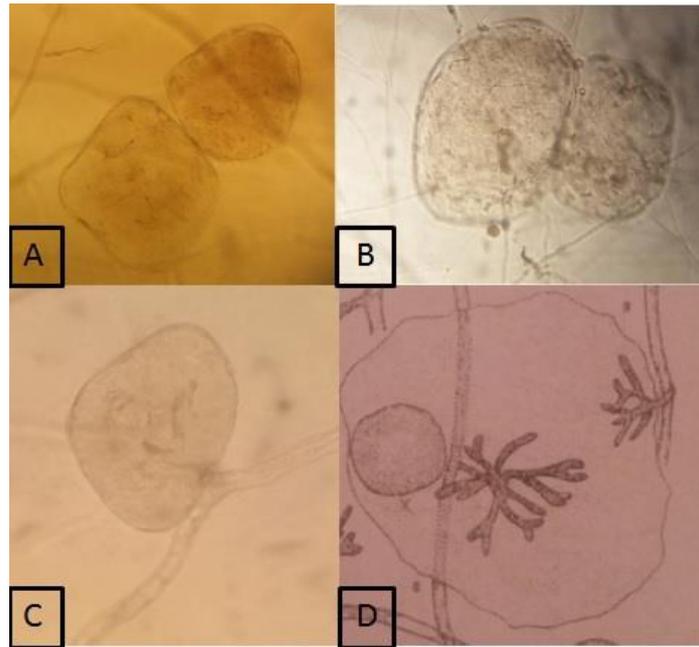


Fig. 24 : Morphologie de *Stylopage cephalode*

A, B, C : photos Originale (2016) (Grx250); D : Clé de Buyck (1986)

IV.1.2.4. Famille des *Hypocreomycetidae*

- ***Gliomastix murorum***

Ce champignon endoparasite présente une forme de mycélium duveteuse, et un hyphes qui remonte en forme de corde. Il a une capacité de synthétiser une enzyme fortement antimicrobienne, capable de dégrader toute une gamme de bactérie et l'utiliser comme source de nutrition (Rhodes, 1987).

- **Classification** : elle est donnée selon Hughes (1958)

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Ascomycota*

Ordre : *Hypocreales*

Famille : *Hypocreomycetidae*

Genre : *Gliomastix*

Espèce : *Gliomastix murorum*

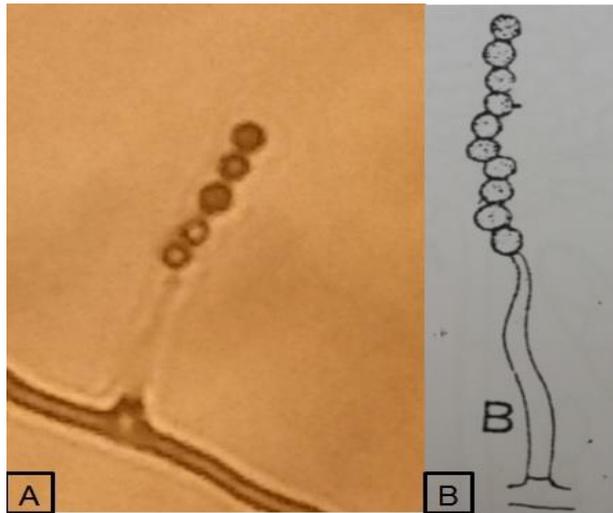


Fig. 25 : Morphologie de *Gliomastix murorum*

A : photo Originale (2016) (Grx250); B : Clé de Buyck (1986)

- ***Acrostalagmus obovatus***

Ce genre présente des formes très similaires de conidiophores, et des conidies ovoïdes de forme exogène bien structuré brillante, et très nette. Ces conidies se rassemblent par une substance gluante (Corda, 1920).

- **Classification : (Drechsler, 1941)**

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Ascomycota*

Ordre : *Hypocreales*

Famille : *Hypocreomycetidae*

Genre : *Acrostalagmus*

Espèce : *Acrostalagmus obovatus*

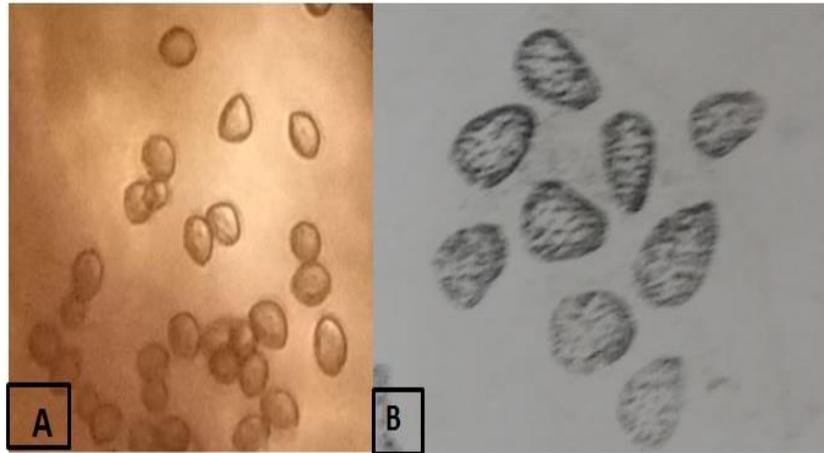


Fig.26 : Morphologie d'*Acrostalagmus obovatus*

A : photos Originale (2016) (Grx400); B : Clé de Buyck (1986)

IV.1.2.5. Famille des *Cordycipitaceae*

- ***Beauveria bassiana***

Produit des colonies cotonneuses blanches. Ses conidies ou spores sont soutenues par de longs filaments en zigzag. L'infection par *B. bassiana* se déroule en quatre étapes distinctes: l'adhésion, la germination, la différenciation et la pénétration (De Kouassi, 2001). Ce champignon croît et sporule sur une large variété de milieux de culture (Tong-Kwee *et al.*, 1989).

- **Classification** : est celle de Vuillemin (1912)

Règne : *Fungi*

Embranchement : *Ascomycota*

Ordre : *Hypocreales*

Famille : *Cordycipitaceae*

Genre : *Beauveria*

Espèce : *Beauveria bassiana*

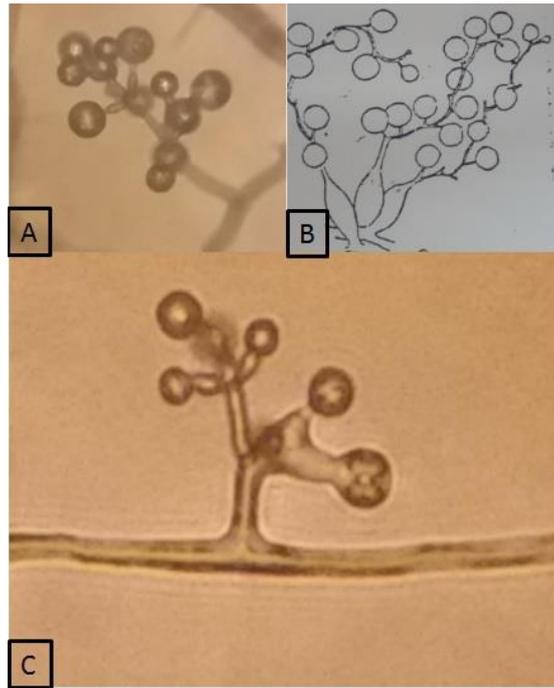


Fig. 27 : Morphologie de *Beauveria bassiana*

A : photo Originale (2016) (Grx400); B : Clé de Buyck (1986)

IV.2. Répartition globale des espèces de champignons nématophages dans les vergers oléicoles

D'après les résultats obtenus (fig.28) le taux de développement des espèces de champignons nématophages varie significativement ($p=0,038$; $p<0,05$). L'espèce la plus abondante dans le sol oléicole est *Stylopage cephalote* (92,85%), par contre les plus faiblement représentées sont et *Arthrobotrys globospora*, *A. musiformis*, *A. oligospora* et *Gliomastix muororum*. Les taux de développement respectifs sont de 7.66%, 7.36%, 4.71 et 1,47%. Cependant, les espèces *R. elegans*, *A. obovatus*, *B. bassiana* et *D. ellipsospora* ont montré un développement moyen, dont les taux oscillent entre (42.68 et 17.67%).

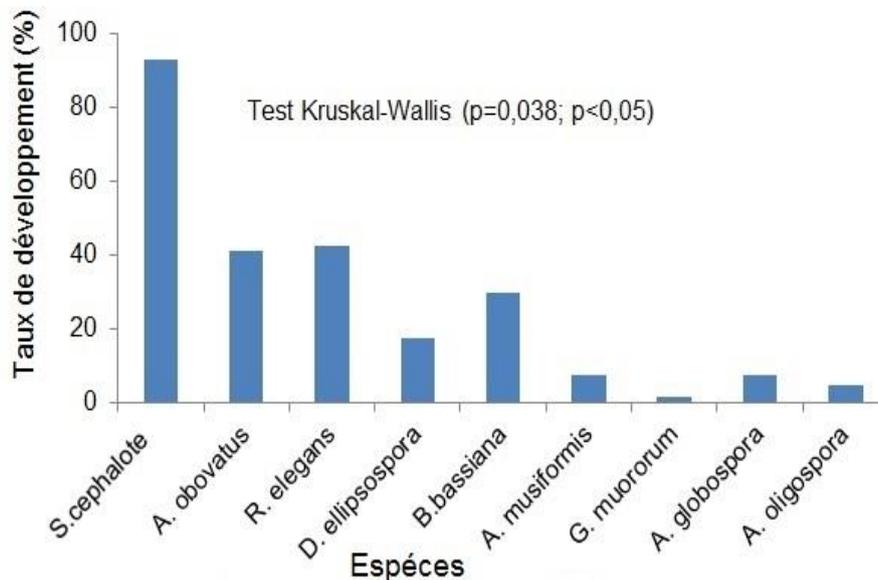


Fig. 28 : Développement des espèces de champignons nématophages

IV.3. Distribution des espèces de champignons dans les stations prospectées

Les résultats obtenus révèlent la présence de 09 espèces de champignons nématophages dans les sols oléicoles des zones prospectées. Ils sont représentés par (*S. cephalote*, *R. elegans*, *Acrostalagmus obovatus*, *B. bassiana*, *D. ellipsospora*, *Arthrobotrys globospora*, *A. musiformis*, *A. oligospora* et *Gliomastix muororum*). L'analyse mutivarié en composante principale (ACP) montre que les deux premiers axes expliquent plus de 74 % de l'information. En effet, l'analyse des taux de présence des espèces de champignons nématophages identifiés dévoile l'affinité de certain taxon par rapport aux zones prospectées (Fig. X). La classification

hiérarchique ascendante et le calcul de distance Euclidien sur la base de similarité de (-3) a défini trois groupes hétérogènes (Fig. 29).

Le premier groupe rassemble les espèces de champignons faiblement représentés dans les sites étudiés (*A. musiformis*, *A. oligospora*, *D. ellipospora* et *Gliomastix muororum*). Ces espèces de champignons sont placées à l'opposé des zones.

Le deuxième groupe réuni les espèces *Acrostalagmus obovatus* et *B. bassiana* dans le verger âgé de Sidi Aissa et les jeunes vergers de Sidi Aissa et Beni Mered.

Le troisième groupe réuni les espèces *S. cephalote* et *R. elegans* dans les vergers de Larbaa et le vieux verger de Beni Mered.

En ce qui concerne les vergers d'Oued Alleug la même communauté est identifiée, qui est caractérisée par *S. cephalote*, *R. elegans*, *Acrostalagmus obovatus* et *B. bassiana*.

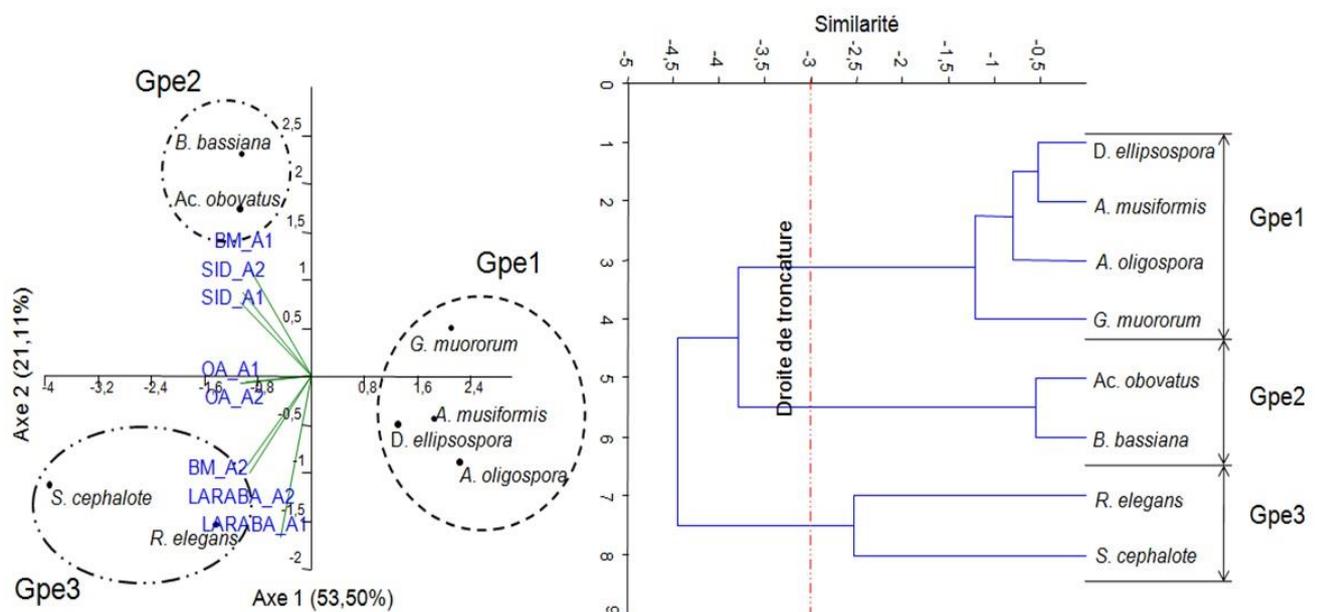


Fig. 29 : L'analyse multivariée (ACP et CAH) de la structure des champignons dans les sites prospectés.

IV.4. Répartition globale des familles de champignons nématophages

Les espèces de champignons identifiés sont réparties en 5 familles. L'analyse statistique « Test Kruskal-Wallis) dévoile des différences très significative ($p=0,6$; $p > 0,05$) entre le développement de ces familles (fig. 30). La famille la plus abondante dans les stations d'étude est les *Zoopagaceae* (92,85%), par contre les familles des *Mucoraceae* et des *Moniliaceae* les taux de développement sont moyen (42,68%)

et (44,71%). Pour les *Cordycipitaceae* leur taux de développement est faible et il est à (29,73%) et en fin la famille des *Hypocreomycetidae* est très faiblement représentée à (6,77%) seulement.

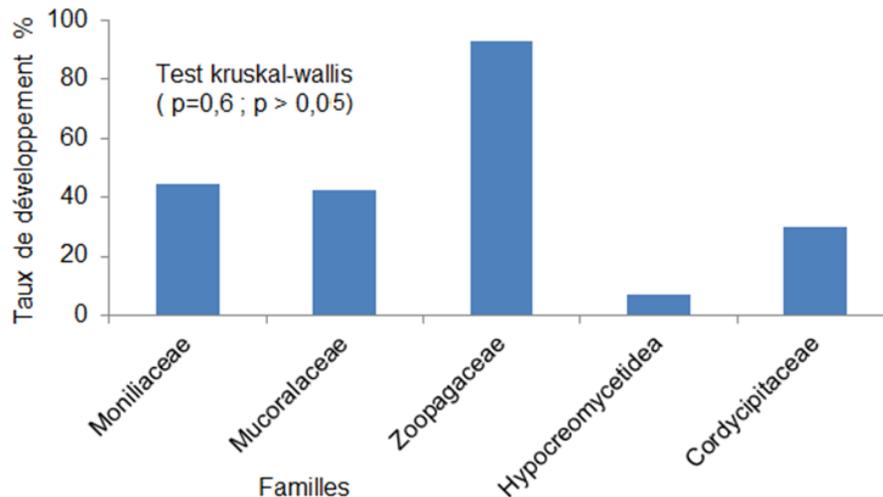


Fig. 30 : Variation du développement des familles de champignons nématophages

IV.5. Variation temporelle des familles de champignons nématophages

Les résultats (fig. 31) montrent que le taux moyen de développement des familles *Zoopagaceae*, *Moniliaceae*, *Mucorales* et *Cordycipitaceae* varie significativement en fonction du temps contrairement aux *Hypocreomycetidae* (Test Kruskal-Wallis).

Les familles des (*Zoopagaceae*, *Moniliaceae* et *Mucorales*) sont apparues 24h après inoculation du sol dans les boites de Pétri. Alors que les deux familles « *Cordycipitaceae* et *Hypocreomycetidae* » ont mis plus de temps pour se développer. Elles sont apparues respectivement le 4^{ème} et 5^{ème} jour. Le champignon de la famille des *Zoopagaceae* (*Stylopaga cephalote*) a montré une croissance importante et rapide après 24h. Ce champignon s'est développé dans toutes les boites (100%).

Quant aux *Moniliaceae* avec les espèces (*Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys globospora*, *Arthrobotrys musiformis* et *Dactyllela ellipsospora*) et *Mucorales* avec (*Rhopalomyces elegans*) ont montré la même tendance, leur évolution se fait progressivement dans le temps, pour atteindre le 8^{ème} jour respectivement 61,29 et 63,37%.

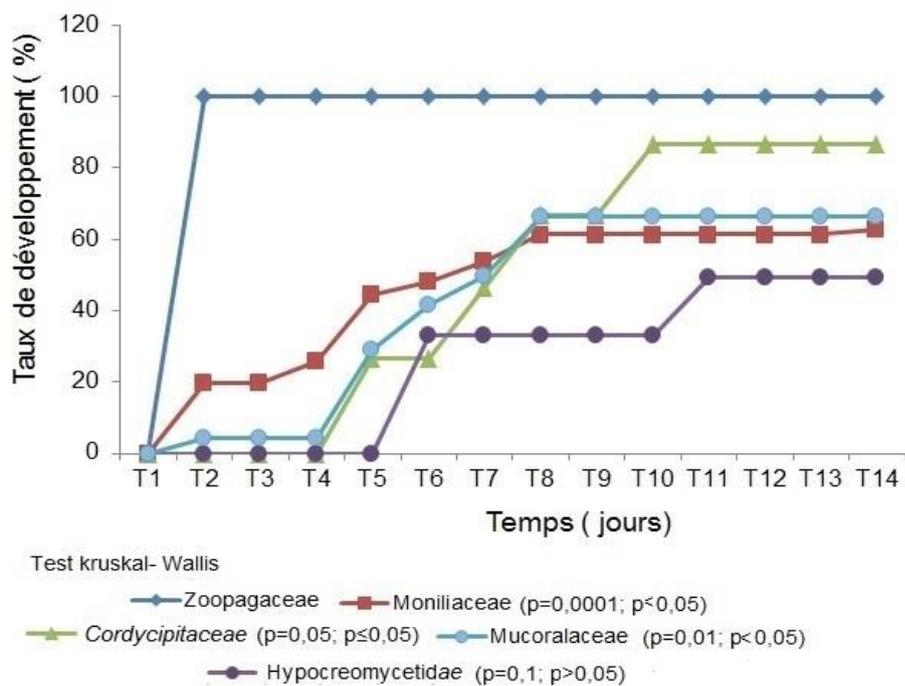


Fig. 31 : Variations temporelles du développement des familles de champignons

La famille des *Cordycipitaceae* avec l'espèce entomopathogène (*Beauveria bassiana*) a commencé son développement le 5^{ème} jour. Toutefois, les taux sont faibles jusqu'au 7^{ème} jour (46,6%), à partir du 8^{ème} jour la croissance devient importante et atteint son maximum le 10^{ème} jour (86,6%). Pour les *Hypocreomycetidae* qui comprend (*Acrostalagmus obovatus*, *Gliomastix muororum*) son développement s'est déclenché le plus tard par rapport aux autres familles, le 7^{ème} jour, il est resté inférieur à 50% jusqu'au dernier du suivi (T14).

IV.6. Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions

Les résultats de la (Fig.32) montrent que les familles des champignons nématophages varient en fonction des régions et l'âge des vergers. Le test de Kruskal-Wallis a révélé des différences significatives quant au développement des *Moniliaceae*, *Mucorolaceae* et *Zoopagaceae* dans des régions prospectées. La probabilité est de (p=0,001 ; p<0,05). Alors que pour les *Cordycipitaceae* et les *Hypocreomycetidae* les différences sont non significatives, les probabilités respectives sont de (p=0,71 et p=0,27 ; p>0,05).

La famille des *Zoopagaceae* abonde dans les vergers oléicoles quel que soit l'âge, les taux sont >92%.

La famille des *Mucorolaceae* nous avons noté sa présence dans toutes les régions. Cependant, les taux les plus élevés sont enregistré dans les sols d'Oued allègue dans les vergers jeune et âgé et dans le jeune verger de Larabaa. Les taux sont supérieurs à 60%. Par contre, cette famille est faiblement représentée dans les jeunes vergers de Beni mered et à Sidi aissa (16,5%).

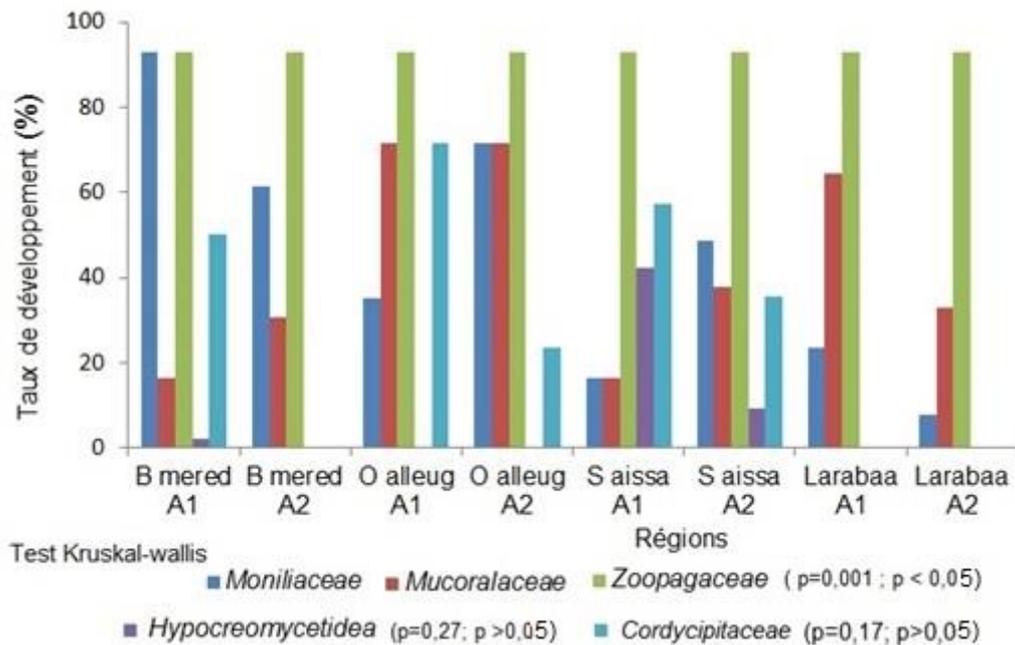


Fig. 32 : Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions et des âges.

La famille des *Moniliaceae* présente des taux élevés dans le jeune verger de Beni mered (92,8%) et dans les deux vergers âgés d'O. Alleug et Beni mered. Les taux sont supérieurs à 60%. Des taux moyens de développement sont enregistrés dans le verger âgé de Sidi aissa (48,7%) et les vergers jeune d'Oued allègue (35,3%) et Larabaa (23,57%). Les faibles taux sont signalés jeune verger de Sidi Aissa (16.5%), et dans le verger âgé Larabaa (8%).

Concernant la famille des *Cordycipitaceae* sa présence est fortement enregistrée à Oued allègue verger jeune (71%) et dans la région de Sidi aissa à (57%) et à Beni mered verger jeune (50%). Alors qu'elle est faiblement signalée dans la région d'Oued allègue verger âgé (23%) et Sidi aissa verger âgé (35%). Cette famille est absente dans le reste des régions.

En général des taux de présence très faible sont observés pour la famille des *Hypocreomycetidea*. Elle n'a été observée que dans trois stations. Un seul pic de développement a été enregistré dans le jeune verger de Sidi Aissa (42%). Alors que dans les deux autres sites son développement est moindre. Dans le verger âgé de Sidi aissa il est de (9%) et le jeune verger Beni mered est de (2%).

IV.7. Diagnostic écologique

IV.7.1. Variation des indices écologiques en fonction des régions

Dans cette partie nous avons réalisé une analyse des indices écologiques pour caractériser les communautés de champignons dans les régions d'étude. Ils sont représentés par l'indice de diversité de Shannon (H') ; l'indice d'équitabilité ou d'équipartition (J) ; l'indice de la richesse spécifique (RS). Évaluation des différences de ces indices en fonction des régions a été comparée par le Test de Kruskal-Wallis.

IV.7.1.1 Indice de diversité de Shannon (H')

Les valeurs de l'indice de Shannon varient de (1.54 à 1.73) avec une probabilité de Kruskal-Wallis de ($p=0.24$). La diversité du peuplement des champignons nématophages n'est pas différente entre les stations. La plus élevée (fig.33) est signalée dans la région de Beni mered (1.73), suivi par celle de Sidi aissa (1.7) et Oued allègue (1.61). Cependant, la plus faible est enregistrée dans la région de Larabaa (1.54).

IV.7.1.2 Indice d'Equitabilité (J)

Les valeurs de cet indice sont supérieures à (0,5). Elles traduisent la présence d'une tendance vers l'instauration d'un équilibre entre espèces (fig.33). La valeur la plus élevée est signalée dans la région d'Oued Alleug (0,96). D'après le test de Kruskal-Wallis l'indice d'Equitabilité est similaire entre les régions, avec une probabilité de ($p=0,2$; $p>0,05$).

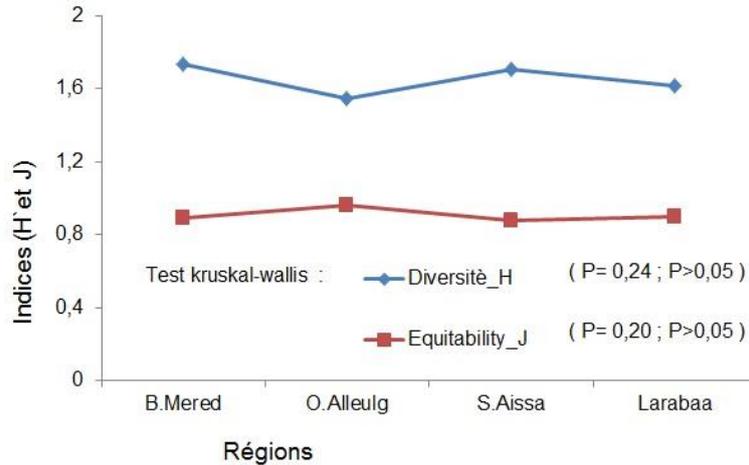


Fig. 33 : Variation des indices de diversité (H') et Equitability (J)
En fonction des régions

IV.7.2. Variation de la richesse

En considérant la richesse totale (fig.34) les régions (Beni mered et Sidi aissa) renferment le nombre le plus élevé d'espèces de champignons (7), suivi par Larabaa (6 espèces). Cependant, le plus faible nombre de champignons nématophages est signalé dans les régions d'Oued allègue (5 espèces). La richesse spécifique varie significativement en fonction des régions. La probabilité est de ($p=2 \cdot 10^{-2}$; $p < 0,05$).

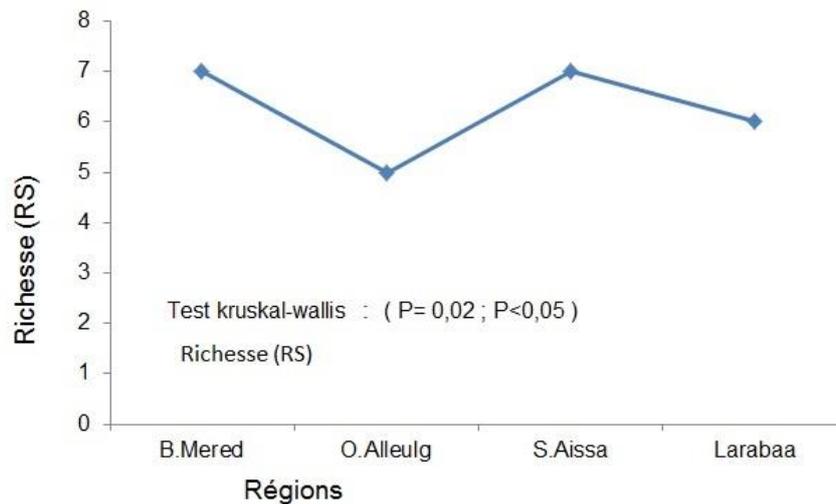


Fig.34 : Indice de Richesse (RS) en fonction des régions

IV.8. Effet de l'humidité sur le développement des espèces de champignons nématophages.

Pour évaluer l'influence des taux d'humidité du sol sur les espèces de champignons nous avons choisi l'analyse de corrélation (tableau 1). Sur ce tableau, les valeurs du coefficient de Pearson sont au-dessous de la diagonale, les probabilités associées sont positionnées au-dessus de la diagonale.

Les valeurs relatives aux corrélations entre l'humidité et les espèces de champignons sont représentées en vert. Les cases en blanc indiquent les corrélations entre les différents champignons nématophages.

Le tableau (1) ne montre aucune corrélation entre l'humidité et les espèces de champignons identifiés.

Tableau 1: Corrélations entre l'humidité et les espèces de champignons

	humidité	S. ceph	A.obo	R.ele	D. elli	B. bass	A.mus	G.mur
humidité	0	1	0,82923	0,27716	0,54232	0,64274	0,4276	0,709
S.ceph	3,5953	0	1	1	1	1	0,063827	0,439
A.obo	0,091587	1,1517	0	0,56497	0,31025	0,22943	0,61987	0,143
R.ele	-0,43847	2,2678	-0,24121	0	0,24344	0,89698	0,48153	0,631
D.elli	0,25493	1,0616	-0,41217	0,46692	0	0,64262	0,14745	0,463
B.bass	0,19546	1,8318	0,47933	-0,055055	0,19553	0	0,3973	0,708
A.mus	0,32806	0,67943	-0,20872	0,29282	0,5616	-0,34867	0	0,471
G.mur	0,15775	0,32025	0,56569	-2,02E-01	-3,04E-01	0,15818	0,29931	
A.glob	0,21794	0,54927	-0,46274	-2,10E-01	-2,98E-01	-0,42374	-0,21437	-0,179
A. olig	-0,31985	0,4626	-0,52513	0,15873	0,33379	-0,64728	0,51082	-0,2

nématophages

IV.9. Discussion

Nous avons remarqué que les différentes régions oléicoles prospectées présentent une diversité importante : 12 espèces de champignons nématophages prédateurs et parasites. Parmi les endoparasites on a pu identifier les genres (*Catenaria*, *Hirsutella* et *Myzocyttium*) sur deux nématodes différents (*Helicotylenchus* et *Ditylenchus*). D'après Kallel et Labiadh (2010) *Catenaria* et *Myzocyttium* sont les principaux champignons parasites des larves de *Tylenchulus semipenetrans*. D'autre part Jaffe et Zehr (1982) ont expliqué le parasitisme d'*Hirsutella rhossiliensis* qui a pu produire environ 700 spores dans la cuticule d'un seul nématode après 3 jours ce qui explique un grand potentiel de parasitisme contre le nématode *Criconebella xenoplax*.

Pour les champignons prédateurs on a isolé 09 espèces de la rhizosphère de l'olivier. Les études montrent que la présence des champignons nématophages est naturelle (Cayrol *et al.*, 1992, Bouguerra, 1993). D'après Kerry (1992), les nématodes sont présents sous différents stades larvaires et restent mobiles dans tout leur cycle de vie leurs antagonistes doivent produire des pièges.

On a comparé nos résultats à ceux de Kallel et Labiadh (2010) en Tunisie. Ces auteurs ont détecté 12 souches de champignons prédateurs dans la rhizosphère des Citrus. En Algérie, plusieurs études ont montré la présence des champignons nématophages dans les sols maraichers d'une diversité qui varie d'une région à une autre. Rebouh (2014) a remarqué que les différentes régions prospectées présentent des champignons nématophages prédateurs et parasites, cinq espèces ont été déterminées dans la région de Staouali (*A. musiformis*, *A. dactyloides*, *A. oligospora*, *D. ellipsospora* et *R. elegans*) alors qu'à Douaouda seule l'espèce (*Rhopalomyces elegans*) a été signalée. Tandis que, Boukhirane (2015) a répertorié dans la station de Hadjret Enouss sept espèces (*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora*, *Torula herbarum*, *Beauveria bassiana* et *Botrytis cinerea*, *Dactylella ellipsospora*, *Cladosporium cladosporioides*) et dans la zone de Sidi Ghilles six espèces (*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora*, *Rhopalomyces elegans*, *Torula herbarum*, *Beauveria bassiana* et *Botrytis cinerea*).

L'espèce de champignon prédateur la plus abondante dans le sol oléicole est *Stylopaga cephalote* (92,85%) qui a été présente dans toutes les stations et les deux

tranches d'âges. Le Genre le plus représenté est *Arthrobotrys* avec une espèce omniprésente *Arthrobotrys musiformis* et *Arthrobotrys oligospora* dans différentes régions. 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).

L'analyse de l'ACP présente des taux de présence des espèces de champignons nématophages identifiés ce qui dévoile l'affinité de certain taxon par rapport aux zones prospectées. Les résultats obtenus révèlent la présence de 09 espèces de champignons nématophages dans les sols oléicoles. Les champignons prédateurs peuvent se développer sur une gamme étendue de pH. Ainsi, les pH basiques semblent favoriser l'activité prédatrice alors que les pH acides favorisent la phase saprophytique (Gorlenko, 1956). La comparaison de deux souches de champignons prédateurs du genre *Monacrosporium*, ont Révélé un potentiels d'adaptation aux facteurs abiotiques du sol (Kallel *et al.*, 2008).

Les champignons prédateurs qu'on a identifié dans la rhizosphère oléicole sont répartis en cinq familles « *Mucorolaceae*, *Moniliaceae*, *Cordycipitaceae*, *Hypocreomycetidea* et *Zoopagaceae* ». D'autre part, le développement de ces derniers est variable d'une station à une autre. Les *Mucorolaceae*, *Zoopagaceae* et *Moniliaceae* ont montré un bon développement par rapport aux *Cordycipitaceae* et *Hypocreomycetidea*. Cette différence dans le développement des familles pourrait s'expliquer par les conditions du milieu. Cette hypothèse est soutenue par les travaux de Kallel *et al.* (2008) qui signalent que le développement des champignons prédateurs notamment la croissance des organes de capture est tributaire de plusieurs facteurs, principalement les facteurs abiotiques tels que la température, le pH et la salinité et les facteurs biotiques, notamment les antagonistes du sol.

Le diagnostic écologique révèle que la richesse, la diversité et l'équitabilité des espèces de champignons nématophages varient significativement en fonction des régions d'études. La richesse et la diversité sont élevées dans les régions de Beni mered et Sidi aissa. Tandis que les régions de Larabba et Oued allégue présentent un bon équilibre dans sa répartition. Probablement les facteurs abiotiques tels que le type de sol, sa température, son humidité et biotique comme l'apport de matière organique dans certain sol pourraient affecter fortement ces paramètres écologiques

étudiés. D'après Doumandji-Mitiche et Doumandji (1993) toutes les formes de la matière organique convient aux champignons nématophages à l'exception du compost urbain. Nous avons évalué l'hypothèse que la présence des champignons est liée à la richesse des sols en matière organique, les champignons nématophages utilisent la matière organique comme source d'énergie et élément constitutifs pour leur synthèse cellulaire et leur croissance (Larouche, 1993).

L'effet de l'humidité sur le développement des espèces de champignons nématophages a été évalué par l'analyse de corrélation. L'analyse ne montre aucune corrélation entre l'humidité et les espèces de champignons identifiés. Il serait probable que ce résultat est lié au nombre restreint des échantillons étudiés. La littérature affirme que l'humidité affecte le développement des champignons. En effet, selon Studdert et Kaya (1990 a, b in; Xiang et al., 2009) l'humidité du sol influence le développement des champignons et la sporulation, les mycéliums persistent mieux dans le sol sec que dans l'humide. Les champignons prédateur peuvent produire plus de spores que des pièges lorsque le sol est sec (Jaffee et al., 1992). Pour *Hirsutella rhossiliensis*, le taux élevé d'humidité réduit le développement mycélien et la sporulation et peut inhiber la dissémination des spores fongiques (Timper et al., 1991; in Xiang et al., 2009).

Conclusion

Cette étude, nous a permis de découvrir dans les sols oléicoles une diversité importante de champignons nématophages, on a pu identifier 12 espèces de champignons prédateurs et parasites de nématodes.

Les champignons nématophages sont répartis en deux, les endoparasites sont représentés par les genres *Catenaria*, *Hirsutella* et *Myzocyttium* qui ont été identifiés sur les nématodes phytophages du genre *Helicotylenchus* et *Ditylenchus*. Les champignons prédateurs, 09 espèces ont été isolé de la rhizosphère des oliviers « *Stylopage cephalote*, *Arthrobotrys obovatus*, *Arthrobotrys globospora*, *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *Dactylella ellipsospora*, *Gliomastix murorum* et *Beauveria bassiana*.

Parmi ces espèces *Stylopage cephalote* s'avère la plus fréquent, elle a été rencontrée dans tous les sols. Par contre l'espèce la plus faible *Gliomastix muorum*.

Une certaine affinité a été enregistrée quand à la répartition de ces espèces dans zones prospectées. Les espèces *Acrostalagmus obovatus* et *B. bassiana* caractérisent les vergers de Sidi Aissa et Beni Mered (jeune verger). Alors que les espèces *S. cephalote* et *R. elegans* caractérisent les vergers de Larbaa et de Beni Mered (vieux verger).

Les champignons prédateurs identifiés sont répartis en cinq familles (*Moniliaceae*, *Mucorolaceae*, *Zoopagaceae*, *Hypocreomycetida* et *Cordycipitaceae*). Les *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* sont ubiquistes dans les stations oléicoles étudiées. Ces trois familles ont dévoilé un développement très rapide dans les boites de Pétri (24h) après inoculation du sol. Alors que les deux familles « *Cordycipitaceae* et *Hypocreomycetidae* » ont mis plus de temps pour se développer (>72h).

Les analyses des indices écologiques ont montrés que la diversité du peuplement des champignons nématophages n'est pas différente entre les stations par contre la richesse et l'équitabilité des espèces de champignons nématophages varient significativement en fonction des sites de prélèvements. La richesse la plus

élevé est signalée dans les régions (Beni mered et Sidi aissa) et la valeur la plus élevée de l'équitabilité est enregistrée dans la région d'Oued Alleug.

L'analyse de corrélation n'a montré aucune corrélation entre l'humidité et les espèces de champignons identifiés.

L'utilisation des champignons nématophage peut aider à la protection des cultures sensibles contre les nématodes phytophages.

Cette étude nous a permis de mettre en évidence la diversité et la richesse de la rhizosphère des sols oléicoles en champignon nématophages. Il est très important de poursuivre ce travail en isolant les différentes souches, d'étudier leur caractéristiques biologiques notamment la sporulation et de les tester contre les nématodes à importance économiques.

-
1. **Adam A., 2008** – Elicitation de la résistance systémique induite chez la tomate et le concombre et activation de la voie de la lipoxygénase par des rhizobactéries non pathogène. Ph.D. thesis, university of Liège, Belgium. Asaka O, Shoda M (1996) Biocontrol of *Rhizoctonia solani* damping-off of tomato with *Bacillus subtilis* RB14. *Appl Environ Microbiol* 62:4081-4085.
 2. **Abrantes I et Santos S. N. a., 1991**- *Meloidogyne lusitanica* n. sp. (Nematoda:Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing olive tree. *Journal of Nematology*, 23, 210-224
 3. **Anonyme ., 2012** - Nematode infecté par *Hirsutella* sp, Fungal Antagonists of Nematodes.
 4. **Barnett HL et Hunter BB., 1998**- Illustrated Genera of Imperfect Fungi. 4th edn. Burgess Publishing Company, Minneapolis, MN, 218 pp
 5. **Barron G.L., 1977**- The nematode-destroying fungi. Topics in Microbiology, 1, Canadian Biological publications Ltd.
 6. **Barron G. L., 1979**- Nematophagous fungi : a new *Arthrobotrys* with non septate conidia. *Can. J. Bot.*, 57, 1371-1373.
 7. **Barron G. L et Davidson J. G. N., 1972** - Nematophagous hyphomycetes : *Arthrobotrys anomala* sp. nov. *Can. J. Bot.*, 50, 1173-1174.
 8. **Blanchard, A., 2006**- identification, polymorphisme et évolution moléculaire de gènes du Pouvoir pathogène chez le nématode à kyste de la pomme de terre *Globodera pallida*. *Biochimie [Q-bio.BM]* , 228 pp.
 9. **B'chir, M.M., 1984**- Étude de l'action des champignons prédateurs sur divers nématodes du sol en microscopie électronique à balayage. *revue némtode*: 29-34
 10. **B'chir, M.M., 1972**- Etude de quelques facteurs écologiques agissant sur l'équilibre biocénétique du compost des cultures de champignon de couche. DEA. *Biol. anim. Fac. Sci. Tech. Languedoc, Montpellier*, 47 p.
 11. **B'chir, M.M., 1981**- Les principaux facteurs qui déterminent le développement des *Meloidogyne* sous abris plastiques (serres) en Tunisie. C. r. 6 e Journ. Phytat. *Phytopharm. Cicummédit.*, 25-28 mai, Perp i g n a n:75-83.
 12. **Blaxter, M., 1998**- *Caenorhabditis elegans* is a Nematode. *Science* 282:2041-2046.
 13. **Blumenthal, T et Davis, RE., 2004**- Exploring nematode diversity. *Nature Genet.* 36:1246-1247.

-
- 14. Boukhirane R .,** Variation des champignons parasites et prédateurs des nématodes à galles *Meloidogyne* spp (Nematoda, *Meloidogynidae*) sur cultures maraichères en variation de quelques paramètres. Thèse Master 2. Algérie: Université Blida 1, 2015, 70 p.
- 15. Buyck B., 1986-** Première contribution à un inventaire des champignons nématophages en Belgique. *Mycologia Belgica*, n°9, p.p. 27- 36.
- 16. Castet R., 1982-** Contribution à l'étude des Champignons du genre *Hirsutella* (Hyphomycètes) parasites de Nématodes. Mémoire D A A ENSFA Rennes, 30 pp.
- 17. Chafaa.S, Si bachir.A, Boukhadra.M, Achi. A., 2014-** Inventaire et dynamique globale du peuplement des nématodes phytoparasites (Nematoda : Secernentea) de l'olivier (*Olea europaea*) dans une région aride du Nord-Est de l'Algérie., *Journal of Animal & Plant Sciences*, Vol.23, Issue 3: 3637-3645
- 18. Castillo, P., Vovlas, N., & Troccoli, A., 2003-** The reniform nematode, *Rotylenchulus macrosoma*, infecting olive in southern Spain. *Nematology*, 5, 23-29.
- 19. Cooke, R.C et Godfrey B.E.S. 1964-** A key of nematode destroying fungi. *Trans. Brit. mycol. Soc.*, 47 : 61-44.
- 20. Corda A. C. J., 1839-** *Pracht Flora, europaischer Schimmelbildungen* Leipzig u. Dresder. p. 43
- 21. Cayrol J.C, 1978-** Agent nématophage, brevet 1NRA n 7817624 France &.CEE.
- 22. Cayrol J.C, Djian C, Puarowski I., 1989-** Study of the nematocidal properties of the culture filtrate of the nematophagous fungus *Paecilomyces lilacinus*. *Rev. Nematol.* 12 (4), 331-336.
- 23. Cayrol J.C, Djian C, Frankowski J.P., 1992-** Efficacy of Avermectins for the control of root-knot nématodes. *Nematologica* (sous presse)
- 24. Cayrol J. C., Frankowski J. P., 1979-** Une méthode de lutte biologique contre les Nématodes à galles des racines appartenant au genre *Meloidogyne*. « P.H.M. *Rev. hort.* », 193, 15-23.
- 25. Cayrol J. C., Frankowski J. P., Laniece A., D'iardemare G., Talon J. P., 1978-** Contre les Nématodes en champignonnière : mise au point d'une méthode de lutte biologique à l'aide d'un hyphomycète prédateur : *Arthrobotrys robusta*, souche « Antipolis » (Royal 300). « P.H.M. *Rev. hort.* », 184, 23-30.
- 26. Dorris M, Deley P, Blaxter ML. 1999-** Molecular analysis of nematode diversity and the evolution of parasitism. *Parasitol Today*. 15:188-193.

-
- 27. Diab, K. A., et EL-eraki, S. 1968-** Plant parasitic nematodes associated with olive decline in the United Arab Republic. *Plant Disease Reporter*, 52, 150-154.
- 28. 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, mars 1994, Vol.16, n° 21 pp. 16-25.*
- 29. Deschiens R., Lamy L., Vautrin E., 1943-** Essai de pratiques de prophylaxie de l'anguillulose des végétaux par l'emploi d'Hyphomycètes prédateurs. *C.R. hebdomadaire des Séances Acad. Sci. Paris*, 216, 539-541.
- 30. Drechsler, C., 1935-** A new mucedinaceous fungus capturing and consuming *Amoeba verrucosa.* - *Mycologia* 27: 216-223.
- 31. Drechsler C., 1937-** Some hyphomycetes that prey on free living terricolous Nematodes. *Mycologia*, 29, 447-552.
- 32. Drechsler C., 1950-** Several species of *Dactylella* and *Dactylaria* that capture free living Nematodes. *Mycologia*, 42, 1-79.
- 33. De kouassi. 2001-** Les possibilités de la lutte microbiologique : Emphase sur le champignon entomopathogène *B. bassiana.* *Vertigo* 2 :2 .
- 34. Doumandji-Mitiche B et Doumadji S.E., 1993-** la lutte biologique contre les déprédateurs des cultures .O.P.U. Alger, 94p.
- 35. Duddington C. L., 1951a-** Further records of british predacious fungi II. *Trans. Br. mycol. Soc.*, 34, 194-209.
- 36. Duddington C. L., 1951b-** The ecology of predacious fungi I. Preliminary survey *Trans. Br. mycol. Soc.*, 34, 322-331.
- 37. Fresenius G., 1850-** Beitrage zur Mykologie, 1, 18-19. Franckfurt a.Main.
- 38. Gomes carneiro R.M.D et Cayrol J.C., 1991-** Relationship between inoculum density of the nematophagous fungus *Paecilomyces lilacinus* and control of *Meloidogyne arenaria.* *Revue Nematologica*, 144), 629-634.
- 39. Gorlenkou M ,V ., 1956-** Predatory fungi and their utilisation in nematode contrôle , *Nematologica*, 1, 147 p.
- 40. Grove W. B., 1884-** New or note worthy fungi : Part 1. *J. Bot.*, 22, 199.
- 41. Graniti, A. 1955-** A dieback of olive in Sicily associated with two nematode species. *Olearia*, 9, 114-120.
- 42. Hammache M., 1994 -** etude preliminaire de quelques aspects de lutte biologique contre les meloidogyne sous serres en algerie. these mag., inst., agro., el-harrach, 66 p.

-
- 42. Hoceini. F, Nebih. D, Guendouz-Benrima. A, Berrabah. D, F. Bounaceur. F, A. Hoceini. A, A. D. Baba ali. A., 2014-** Variation temporelle et structure trophique des nématodes d'olivier en Algérie., AFPP – dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture Montpellier – 22 et 23 octobre 2014.
- 43. Hughes, S.J. 1953-** Conidiophores, conidia, and classification. Canadian Journal of Botany, RC Research Press
- 44. Jaffe B.A., Zehre. L, 1982-** Parasitism of the nematode *Crinemella xenoplax* by the fungus *Hirsutella rhossiliensis*. *Phytopathol*, 72, 1378-1381.
- 45. Jatala P., Kaltenbach R. et Bocangelm., 1979-** Biological control of *Meloidogyne incognito acrita* and *Globodera pallida* on potatoes. /. *Nematol*, 11,303.
- 46. Jansson H. B., Nordbring-hertz B., 1979-** Attraction of Nematodes to living mycelium of nematophagous fungi. *J. gen. Microbiol.*, 112,89-93.
- 47. James T.Y., Kauff F., Schoch C.L., Matheny P.B., Hofstetter V., Cox C.J., Celio G., Gueidan C. et al., 2006-** Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*. 443: 818-822.
- 48. Kallel S., Elfékih S., Abdelwahed A. et B'Chir M.M., 2008-** Etude comparative de l'adaptation de deux souches du champignon prédateur *Monacrosporium salinum* à la variation de facteurs abiotiques. *Nematologia Mediterranea*, 36: 191-195
- 49. Kallel, S., et Labiadh, M., 2010-** comportement de la communauté des champignons prédateurs isolée dans la rhizosphère d'agrumes infestée par *tylenchulus semipenetrans* *nematol. medit.* 38: 135-146 135.
- 50. Kevan DKM. 1965-** The soil fauna-its nature and biology. P.33-51 in: *Ecology of soil-borne plant pathogens*. Baker KF and Snyder WC, Eds. University of California Press. Berkley.
- 51. Kerry B., 1992 -** Commande biologique des nématodes: perspectives et occasion. *Rev. Nematol.*, Vol.30, n° 1, pp. 172.
- 52. Karakas, M., 2007-** life cycle and moting behavior of *helicotylenchus milticinctus* (Nematoda :Hoplolaimidae) on excised *Musa cavendishii* roots, *Biologia*, Volume 62, Issue3, pp 320-322 .
- 53. Larouche A ., 1993-**la matière organique et ses composeurs .Ed.Ecologie .Agriculture projet, pp1 -5.
- 54. Linford M. B., Yap F., Oliveira J. M., 1939-** Reduction of soil populations of the root knot nematode during decomposition of organic matter. *Soil Sci.*, 45, 127-140.
- 55. Larsen, M., 2000-** *Parasitology*, 120, S121-131.

-
- 56. Lamberti, F et Baines, R. C. 1969-** Effect of *Pratylenchus vulnus* on the growth of Ascolana and Manzanillo olive trees in a glasshouse. *Plant Disease Reporter*, 53, 557-558.
- 57. Mankau R., Minter R. J., 1962-** Reduction of soil populations of the citrus nematode by the addition of organic materials. *Pl. Dis.Rep.*, 46, 375-378.
- 58. Mankau, R. 1961-** Antagonism to nematode trapping fungi in soil. *Phytopathology*, 51 : 66.
- 59. Mekhtieva, N.A., 1964-** [Critical observation of predatory species of *Trichotheceum*.] - *Dokl. Akad. Nauk. Azerb. S.S.R.* 20: 65-71.
- 60. Mateille.T., Tavoillot.T., Blancard. D., 2016-** Infos bioagresseurs – Nématodes ephytia.inra.fr.
- 61. Nordbring-hertz B., Mattiasson, 1979-** Action of a nematode, trapping fungus shows lectin-mediated host-microorganism interaction. *Nature*, 281, 477-479.
- 62. Nordbring-hertz., 1978-** Nematophagous fungi : strategies for nematode exploitation and for survival, *Microbial. Science* 5(4) :108-116.
- 63. Nico, A. I., Rapoport, H. F., Jimenez-diaz, R. M., ET Castillo, P. 2002-** Incidence and population density of plant-parasitic nematodes associated with olive planting stocks at nurseries in Southern Spain. *PlantDisease*, 86, 1075-1079.
- 64. Paraud, C ET Chartier, C., 2002-** Le contrôle biologique par les champignons nématophages comme méthode alternative à l'utilisation des anthelminthiques chez la chèvre : étude de l'efficacité, interaction avec un traitement de thiabendazole. *Laboratoire d'étude et de recherches caprines, Renc, Rech, ruminants*, 415-418.
- 65. Pellerin B., 1991-** Etudes préliminaires sur le comportement dans le sol de nouvelles molécules nematicides (Brevet INRA n° 8911212). *Mémoire DAA ENSA Montpellier*, 30 pp.
- 66. Peloille M., 1981-** Etude des Hyphomycètes prédateurs de Nématodes rencontrés sur une prairie du Limousin : Morphologie Physiologie - Fréquence et distribution. *Thèse de l'Université de Rennes*, 106 p.
- 67. Peloille M., 1979-** Étude des Hyphomycètes prédateurs de Nématod'une prairie du Limousin. *Entomophaga* 26 (1), 91-98.
- 68. Rebouh D.,** L'étude de l'infestation des différentes cultures maraichères par les nématodes à galles *Meloidogyne* (Nematoda, *Meloidogynidae*). Evaluation de la mycoflore prédatrice et parasite. *Thèse Master 2. Algérie: Université Blida 1*, 2014, 51 p.

-
- 69. Risede. J., Philippe.S., 2001-** Diversité moléculaire et variabilité du pouvoir pathogène chez les champignons du genre *Cylindrocladium* associés aux nécroses racinaires du bananier. In : 5e Congrès de la Société Française de Phytopathologie, Angers (France), 26 - 29 mars 2001. SFP. s.l. sn. Résumé, 13.
- 70. Sasanelli. N., 2009-** Olive nematodes and their control, institut de protection des plantes, CNR, Management of Fruit Corps and Forest Nematodes, 275-315.
- 71. Sasanelli, N., Fontanazza, G., Lamberti, F., D'addabbo, T., Patumi, M., et Vergari, G. 1997-** Reaction of olive cultivars to *Meloidogyne* species. *Nematologia Mediterranea*, 25, 183-190.
- 72. Sasanelli, N., et Greco, N. 2000-** Formulation of a model to relate nematode populations with exposure times to a range of temperatures. Proceedings of the fifth International Symposium on Chemical and Non-Chemical Soil and Substrate Disinfestation. (Eds. M. L. Gullino, J. Katan and A. Matta). *Acta Horticulturae*, 532, 131-135.
- 73. Siddiqi, M. R. 1976-** New plant nematode genera *Plesiodorus* (Dolichodorinae), *Meiodorus* (Meiodorinae subfam. N.), *Amplimerlinius* (Merliniinae) and *Gracilacea* (Tyloporidae grad. N.). *Nematologica*, 22, 390-416.
- 74. Saccardo P. A., 1886-** *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*, 4, 194-195, publiés par l'auteur, Pavie.
- 75. Singh, A., Srivastava S et Singh H.B . 2007-** Effect of substrates on growth and shelf life of *Trichoderma harzianum* and its use in biocontrol of diseases. *Bioresource Technology*, 98: 470-473.
- 76. Sturhan D et Schneider R., 1980-** *Hirsutella heteroderae*, ein neuer Nematoden parasitärer Pilz, *Phytopathol., Z*, 99, 105-115.
- 77. Studdert JP et Kaya HK ., 1990a-** Water potential, temperature, and clay-coating of *Beauveria bassiana* conidia: effect on *Spodoptera exigua* pupal mortality in two soil types. *J Invertebr Pathol* 56: 327–336.
- 78. Tarjan A. C., 1961-** Attempts at controlling citrus burrowing Nematodes using Nematode trapping fungi. *Proc. Soil Crop. Sci., Florida*, 21, 17-35.
- 79. Tribe, H. T., 1980-** Prospects for the biological control of plant-parasitic nematodes. *Parasitology*, 81, 619-639.
- 80. Tombesi A., Cartechini A. 1986-** L'effet d'ombrage du feuillage sur la différenciation des bourgeons à fleurs dans l'olivier. *Magazine de l'horticulture italien*, 70, 277– 285.

-
- 81. Tong-kwee, L., Muhamad, R., Feegait, C. et Lanchiew, C.1989-** Studies on *Beauveria bassiana* isolated from the cocoa mirid, *Helopeltis theobromae*. *Crop Protection* 8: 358-362.
- 82. Timper P, Kaya HK et Jaffee BA .,1991-** Survival of entomogenous nematodes in soil infested with the nematode-parasitic fungus *Hirsutella rhossiliensis* (Deuteromycotina: Hyphomycetes). *Biol Control* 1: 42–50.
- 83. Voronine M. S., 1864. In De Bary-** Beitrage zur Morphologie und Physiologie der Pilze. Frankfort sur le Main. p. 29.
- 84. Zopf W., 1888-** Zur Kenntniss der Infektions-Krankheiten niederer Tiere und Pflanzen. *Nova Acta Acad. Caesar. Leop. Carol.*, 52,314-376.
- 85. Xiang M, Xiang P, Liu X et Zhang L., 2009-** Effect of environment on the abundance and activity of the nematophagous fungus *Hirsutella minnesotensis* in soil. *FEMS Microbiol Ecol* 71 (2010) 413–417.