



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 DE BIOTECHNOLOGIE

Projet de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master II
en Sciences de la Nature et de la Vie

Option : Phytoprotection Durable

Thème

**Diversité des champignons prédateurs et parasites
des nématodes dans des vergers viticoles**

Réalisé par : **NACER Houria**

KERCHACHE Zohra

Devant le jury composé de :

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

ANNEE UNIVERSITAIRE : 2015/2016

Remerciements

Au bout de ce travail notre profonde gratitude s'adresse tout d'abord à :

Mme Nzbih D. et **Mme Sabri K** pour avoir accepté de nous encadrer et de diriger ce travail et pour leur patience, pour leurs conseils, leur confiance et pour leurs directives les plus précieuses.

Nous exprimons notre reconnaissance et nos sincères remerciements à :

Mme Ammad F. qui nous a fait l'honneur la présidence du jury, **Mme Outtar F.** qui accepter d'examiner ce travail.

Dr. Belkahla H. pour son amabilité et pour avoir mis à notre disposition les lieux de travail aussi bien le laboratoire que la serre de virologie, **Mr. Walid** l'ingénieur de laboratoire de virologie pour ces précieux services, son aide et ces conseils dès notre arrivée au laboratoire.

Nous remercions également **Mme Djamai A.** ingénieur de Zoophytatrie et **Mme Fodil D.** ingénieur de laboratoire mycologie et pour leur gentillesse, leur encouragement, leur disponibilité et leur soutien moral.

Nous remercions **Mme Boukhalfa S.** responsable de l'ITAFV pour son accueil, sa gentillesse et son aide et tous le personnel de cet établissement.

Nous remercions **Dr. Hammache** pour son accueil et pour la documentation qu'il a mis à notre disposition

Nous exprimons également nos remerciements à tous nos enseignants du département des Biotchnologies

Dédicaces

Merci Allah (mon dieu) de m'avoir donné la capacité d'écrire et de réfléchir, la force d' croire, la patience d'aller jusqu'au bout du rêve.

Je dédie ce modeste travail

À la chère mère

Aucune dédicace ne pouvait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Je vous remercie pour le soutien et l'Amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagnera toujours.

À mon père

À l'homme de ma vie, mon exemple éternel mon soutien moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, qui éclaire mon chemin et m'illumine de douceur et d'amour.

À la prunelle de mes yeux, ma sœur Lamia et mes deux bijoux Sid Ahmed et Anouar le petit de la maison.

À mon fiancé Walid pour ses encouragements et sa confiance

À Zaki mon frère

À toute la famille Nacer

À mes amis

Je termine avec la personne qui a partagé tous le travail et qui a supporté mon humeur des moments de stress mon binôme Zahra

À tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce projet un grand merci.

Ilham

Dédicaces

Je dédie ce modeste mémoire :

A mes très chers parents :

** D'abord A la lumière de ma vie, le soleil de mes jours, la lune dès mes nuits ma chère Mère bien-aimée grâce à elle je suis arrivée à ce succès et de joie, Allahoma ihfadha wa idjal Allah el jana laha.*

** A mon Père, qui a toujours était présent dans mon cœur, la miséricorde de Dieu soit sur lui et le rend au paradis.*

** A ma Chère sœur, qui a toujours été à mes cotés à chaque étape de ma vie et m'a donnée confiance en moi, merci ma sœur.*

** A mes frères : Omar, Mahmoud, Hocine mon trésor dans la vie.*

** Pour chaque membre de la famille Kherchache petit et grand.*

** A mon Cher ami Walid, qui m'a appris la patience, le défi, aussi l'amour de la vie.*

** A mes meilleurs amies : Houria, Karima, Ilham, Sabrina, et Lina.*

** A toutes mes amies de la promo.*

Zahra

TABLE DES MATIERES

Remerciements	
Dédicaces	
Résumé	
Summary	
ملخص	
Liste des figures	
Liste des Tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction	1
Chapitre I Synthèse bibliographique sur les champignons	3
I. Généralités sur les champignons.....	3
II. Les champignons prédateurs et parasites.....	3
II.1. Description.....	3
II.1.1. Champignons parasites.....	4
II.1.2. Champignons prédateurs.....	4
II.1.2.1. Oomycètes.....	4
II.1.2.2. Zygomycètes.....	4
II.1.2.3. Deutéromycètes.....	4
II.1.2.4. Basidiomycètes.....	5
II.1.2.5. Hyphomycètes.....	5
II.2. Types et formes de pièges.....	6
a). Les hyphes collants indifférenciés.....	6
b). Les arceaux collants tridimensionnels	7
c). Tubercules collants	7
d). Boutons collants	7
e). Anneaux à 3 cellules	7
d). Anneaux constricteurs.....	7
III. Les champignons endoparasites.....	8
IV. Effet des facteurs biotiques et abiotiques sur les champignons nématophages.....	9
IV.1. La température du sol.....	9
IV.2. Le pH.....	9

IV.3.	La matière organique.....	9
V.	Importance des Champignons parasites et prédateurs dans le contrôle des nématodes.....	10
Chapitre II	Synthèses bibliographique sur les nématodes.....	12
II.1.	Généralités sur les nématodes phytoparasites.....	12
II.1.1.	Description.....	12
II.2.	Position systématique des nématodes du genre <i>Xiphinema</i>	13
II.3.	Description Morphologique du genre <i>Xiphinema</i>	14
II.4.	Biologie et cycle de vie.....	14
II.5.	Distribution géographique des <i>Xiphinema</i>	16
II.6.	Symptômes et dégâts causés par <i>Xiphinema</i>	17
II.6.1.	Les dégâts directs.....	17
II.6.2.	Les dégâts indirects.....	18
II.7.	Méthodes de lutte contre les nématodes phytophages.....	18
II.7.1.	Les méthodes physiques.....	19
II.7.2.	Les méthodes chimiques.....	19
II.7.3.	Les méthodes culturales.....	19
II.7.3.1.	La jachère	20
II.7.3.2.	Les labours.....	20
II.7.3.3	La rotation culturale.....	20
II.7.4.	Les méthodes biologiques.....	20
II.7.5.	La lutte intégrée.....	21
II.8.	L'utilisation des champignons contre les nématodes phytophages.....	21
Chapitre I	Matériels et méthodes.....	24
I.1.	Objectif du travail.....	24
I.2.	Description morphologique de la vigne.....	24
I.3.	Position systématique.....	25
I.4.	Méthodologies.....	25
I.4.1.	Sites d'échantillonnages.....	25

I.4.2.	Méthodes d'échantillonnage.....	26
I.4.2.1.	Prélèvement des échantillons de sol.....	26
I.4.2.2.	Extraction des nématodes du sol.....	27
I.4.2.2.1.	Matériels utilisés.....	27
I.4.2.2.2.	Procédé d'extraction.....	28
I.4.2.2.3.	Purification des nématodes par passage actif	29
I.4.3.	Observation et isolement des nématodes parasités.....	30
I.4.3.1.	Isolement des champignons du sol.....	30
I.4.3.1.1.	Préparation du milieu de culture.....	30
I.4.3.1.2.	Préparation du sol.....	31
I.4.3.2.	Isolement des champignons à partir du sol.....	31
I.5.	Détermination de l'humidité du sol.....	32
I.6.	Exploitation des résultats.....	33
I.6.1.	Indices écologiques.....	33
I.6.2.	L'analyse multivariée.....	33
I.6.3.	Corrélations-régressions (PAST, ver. 1.81) et Excel™).....	33

Chapitre II Résultats et discussions..... 34

II.1.	Inventaire des champignons nématophages dans les zones viticole	34
II.1.1.	Les champignons endoparasites sur nématodes.....	34
II.1.2.	Les champignons ectoparasites (prédateurs).....	38
II.1.2.1.	Famille des <i>Moniliaceae</i>	38
II.1.2.2.	Famille des <i>Mucoraceae</i>	43
II.1.2.3.	Famille des <i>Zoopagaceae</i>	44
II.2.	Evolution temporelle des champignons nématophages dans les sols viticoles.....	48
II.3.	Variation temporelle des familles de champignons nématophages dans les sols viticoles.....	48 49
II.4.	Fréquence des champignons prédateurs dans les zones d'étude....	
II.5.	Répartition des champignons nématophages dans les stations prospectées.....	49
II.6.	Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions.....	50

II.7.	Répartition des familles des champignons nématophages en fonction des biotopes.....	52
II.8.	Diagnostic écologiques des champignons nématophages dans les régions d'études.....	53
II.8.1.	Indice de diversité de Shannon (H').....	54
II.8.2.	Indice d'Equitabilité (J).....	54
II.8.3.	Richesse spécifique (RS).....	55
II.9.	Effet de l'humidité sur le développement des espèces de champignons nématophages.....	56
II.10.	Discussion.....	58
	Conclusion.....	61
	Références bibliographiques.....	63

Résumé

Résumé

Titre : Diversité des champignons prédateurs et parasites des nématodes dans un verger viticole.

La présente étude a porté sur l'inventaire des champignons nématophages (parasites et prédateurs) dans la rhizosphère des vergers viticoles. Les régions ont révélé la présence de 16 espèces de champignon ; quatre genres endoparasites « *Myzocyttium*, *Lagenidium*, *Rhizophidium* et *Hirsutella* » et 12 espèces prédatrices « *Arthrobotrys dactyloïdes*, *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *Dactylella doedycoïdes*, *Cephalosporium balanoides*, *Harposporium lilliputianum*, *Acrostalagmus sp*, *Acrostalagmus goniodes*, *Rhopalomyces elegans*, *Stylopage cephalote*, *Stylopage leiohypha* ». Parmi ces champignons les plus fréquents sont *Arthrobotrys oligospora* et *Stylopage cephalote* (100%). Les champignons prédateurs identifiés sont répartis en trois familles « *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* ». Parmi les espèces de champignons prédateurs seule *Dactylella ellipsospora* est affectée par l'humidité. Ce champignon à montrer une corrélation négative avec ce facteur.

Mots clés : Biotopes, Champignons nématophages, Humidité, Rhizosphère, Vigne.

Abstract

Abstract:

Title: Predator fungi's diversity and nematode's parasites in a vine orchard

The present study has been based on the inventory of the nematophagous fungi (parasites and predators) in the rhizosphere of the vine orchards. The results have shown the presence of 16 species of fungi, four genre endoparasites: « *Myzocyttium*, *Lagenidium*, *Rhizophidium* et *Hirsutella* » and 12 predator's species « *Arthrobotrys dactyloïdes*, *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *Dactylella doedycoïdes*, *Cephalosporium balanoides*, *Harposporium lilliputianum*, *Acrostalagmus sp*, *Acrostalagmus goniodes*, *Rhopalomyces elegans*, *Stylopage cephalote*, *Stylopage leiohypha* ». Among the most frequent fungi, there are *Arthrobotrys oligospora* and *Stylopage cephalote* (100%). The predator fungi identified have been classified into three families: « *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* ». Among the predator fungi species only *Dactylella ellipsospora* is affected by humidity, this fungus has shown a negative correlation to this latter.

Key words: Biotops, fungi nematophagous, humidity, Rhizosphere, vine.

العنوان : تنوع الفطريات المفترسة و طفيليات الديدان الخيطية في حقل الكروم

تمحورت ه ذه الدراسة حول احصاء فطريات الديدان الخيطية «طفيليات و مفترسات » في طبقات التربة على مستوى حقل الكروم ; المناطق اظهرت وجود 16 نوع من الفطريات, 4 انواع من الطفيليات الداخلية *Myzocytiium* ,

Arthrotrys , *Hirsutella* و *Lagenidium, Rhizophidium*

Arthrotrys dactyloïdes, Arthrotrys oligospora, musiformis

,Dactylella ellipsospora, Dactylella doedycoïdes, Cephalosporium balanoïde ,

Harposporium lilliputianum, Acrostalagmus. goniodes, Acrostalagmus sp

. Stylopage leiohypha ,Stylopage cephalote, Rhopalomyces elegans,

ضمن انواع الفطر الاكثر انتشارا هما : *Arthrotrys oligospora* و *Cephalote. Stylopage.*

(%100).

الفطريات المفترسة المتعرف عليها تم ادراجها تحت ثلاثة عائلات «*Mucorolaceae , Moniliaceae* و

«*Zoopagaceae*

ضمن انواع الفطريات المفترسة , فقط نوع *Dactylella ellipsospora* قد تأثرت بعامل الرطوبة

الكلمات المفتاحية : الاوساط الحيوية , فطريات الديدان الخيطية , الرطوبة , طبقات التربة , الكروم.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Corrélations entre l'humidité et les espèces des champignons nématophages.

Listes des figures

Figure 1	Champignon prédateur de nématode du genre <i>Arthrobotrys</i>	6
Figure 2	Différents Pièges des champignons prédateurs.....	8
Figure 3	Morphologie générale des nématodes.....	13
Figure 4	Cycle biologie des <i>Xiphinema</i>	16
Figure 5	La vigne présentation des différents organes.....	24
Figure 6	Carte géographique des régions prospectées.....	26
Figure 7	Prélèvement du sol à partir de rhizosphère d'un plant de vigne.....	27
Figure 8	Matériel d'extraction des nématodes.....	28
Figure 9	Etapes d'extraction des nématodes et le passage actif.....	29
Figure 10	Différentes étapes de la préparation de milieu de culture PDA.....	31
Figure 11	Ensemencement du sol dans les boîtes de pétri.....	32
Figure 12	Nombre des répétitions	32
Figure 13	<i>Xiphinema</i> infecté par <i>Myzocyttium sp</i>	35
Figure 14	<i>Xiphinema</i> infecte par espèce de <i>Myzocyttium</i>	35
Figure 15	Nématode <i>Pratylenchus</i> infecté par <i>Hirsutella</i>	36
Figure 16	Nématode <i>Helicotylenchus</i> infecté par <i>Rhizophidium</i>	37
Figure 17	Nématode <i>Xiphinema</i> infecté par <i>Lagenidium</i>	38
Figure 18	Morphologie d' <i>Arthrobotrys dactyloïdes</i>	39
Figure 19	Morphologie d' <i>Arthrobotrys oligospora</i>	39
Figure 20	Morphologie d' <i>Arthrobotrys musiformis</i>	40
Figure 21	Morphologie de <i>Dactylella ellipsospora</i>	40
Figure 22	Morphologie de <i>Dactylella doedycoïdes</i>	41
Figure 23	Morphologie de <i>Cephalosporium balanoïdes</i>	41
Figure 24	Morphologie d' <i>Harposporium lillipotianum</i>	42
Figure 25	Morphologie d' <i>Acrostalagmus sp</i>	42
Figure 26	Morphologie d' <i>Acrostalagmus goniodes</i>	43
Figure 27	Morphologie de <i>Rhopalomyces elegans</i> , columelles	44
Figure 28	Morphologie de <i>Stylopaga cephalote</i>	45
Figure 29	Morphologie de <i>Stylopaga leiohypha</i>	46
Figure 30	Nématode bactérivore piégé par le genre <i>Arthrobotrys</i>	46

Figure 31	Nématode piégé par les boutons adhésifs.....	47
Figure 32	Développement des champignons en fonction du temps.....	48
Figure 33	Variations temporelles du développement des familles de champignons.....	49
Figure 34	Fréquence des espèces de champignons identifiés.....	50
Figure 35	L'analyse multivariée (ACP) de la structure des champignons dans les sites prospectés.....	51
Figure 36	Classification ascendante hiérarchique (CAH) de la structure des champignons dans les sites prospectés.....	52
Figure 37	Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions.....	53
Figure 38	Répartition des familles en fonction des biotopes.....	54
Figure 39	Variation des indices de diversité (H') et Equitability (J) en fonction des régions.....	55
Figure 40	Indice de Richesse (RS) en fonction des régions.....	56

Liste des abréviations

% : Pourcentage.

°C : Degré Celsius.

Ed: Edition.

Fig. : Figure.

H% : Humidité.

J : Jours.

min : Minute

h : Heure

ITAFV: Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne.

SD : Sans dates

n° : Numéro

e, g : Exemple

pH : Potentiel hydrogène

g : Gramme

Kg : Kilogramme

m : Mètre

cm : Centimètre

mm : Millimètre

ml : Millilitre

μ : Micron

L : Litre

p : Pages

etc. : excitera

X: *Xiphinema*

V: *Verticillium*

A: *Arthrobotrys*

Arth_o: *Arthrobotrys oligospora*

Arth_m: *Arthrobotrys musiformis*

Arth_d: *Arthrobotrys dactyloides*

Dact_e: *Dactylella ellipsospora*

Dact_d: *Dactylella doedycoides*

Stylo_l : *Stylopage leiohypha*

Stylo_c : *Stylopage cephalote*

Rhopa_e: *Rhopalomyces elegans*

Acro_sp: *Acrostalagmus sp*

Acro_g: *Acrostalagmus goniodes*

Cephalo_b: *Cephalosporium balanoides*

I.P.M: Integrated Pest Management

DBCP : Dibromo-chloro-propane

Sp : Espèce

PDA : Potatos- Dextrose- Agar

Gx : grossissement

ACP : Analyse multivarience

GFLV : Grape vin fean leaf

Introduction

Introduction

Les nématodes sont des vers ronds. Ces ultimes peuvent être parasites de plantes ou d'animaux, mais la plupart sont libres et représentent une composante importante de la microfaune du sol pour la fertilité et l'aération **(Anonyme SD)**.

La plupart des nématodes sont des agents pathogènes vivant dans le sol et infectant les parties souterraines des plantes. Aussi, les symptômes sur les parties aériennes sont similaires à ceux produits par d'autres maladies des racines, telles les flétrissements, rabougrissements, et les carences nutritionnelles. Les zones atteintes forment généralement des taches ovales ou circulaires **(Anonyme SD)**.

En Algérie la viticulture occupe une place très importante avec une superficie atteignant les 81000 ha pour une production de raisin qui s'élève à 402 592 tonnes, Elle occupe dans la production viticole mondiale la 20ème place **(Anonyme, 2013 a)**.

La culture de la vigne est sujette à diverses attaques non seulement par plusieurs maladies cryptogamiques mais aussi par des parasites animaux comme le Phylloxera et les nématodes. Parmi eux le genre *Xiphinema* constitue une menace réelle pour toute la production **(Villate et al., 2006)**.

Plusieurs moyens de lutte contre ces nématodes ont été employés. La lutte culturale, la lutte physique et la lutte chimique sont les plus communément utilisées **(Cayrol, 1992)**.

La lutte contre ces nématodes a longtemps fait appel à l'utilisation de spécialités d'origine chimique. La fumigation du sol, très largement utilisée pour réduire les infestations. Dans notre pays, la lutte chimique est toujours la plus utilisées, mais elle n'est pas en mesure de résoudre le problème de ses ravageurs, de multiples difficultés et des inconvénients majeurs à la fois d'ordre techniques, économiques et surtout phytosanitaire sont à signaler **(Yezli, 1995)**.

Vu ces dégâts, une gestion intégrée est exigée, toute décision qui a recours à toutes les techniques nécessaires pour réduire les populations de nématodes de façons efficace et économique tout en respectant l'environnement est à prendre.

La lutte biologique repose sur un principe simple, l'existence dans le sol des champignons ayant la capacité de prendre aux pièges les nématodes et de s'en nourrir.

En Algérie **Hammache**, 1994 a réalisé un inventaire des espèces de champignons parasites et prédateurs et des résultats préliminaires sur la lutte biologique.

Déjà en 1885, **Dangeard** signale un champignon parasite de nématodes : le *Catenaria anguillulae*. En 1906, **Cobb** étudie les associations entre champignons et nématodes dans une maladie de la canne à sucre plus tard, **Butler (1928)** signale la présence de champignons susceptibles de capturer les nématodes dans des pièges en anneau (**Cayrol, 1979**). L'objectif principal est de maintenir la population à un niveau suffisamment bas pour qu'une culture sensible ne subisse pas trop de dommage (**Missonnier, 1985**).

Ainsi notre étude vient s'ajouter aux autres travaux pour apporter des connaissances sur les champignons nématophages dans les sols viticoles. Elle a été menée dans les différentes régions (Fouka, Chaiba, Blida, Oued el allègue, Mouzaia, Tassala el merdja (ITAFV), Médéa, Benchicao) et elle a pour objectif

1. Inventorier les champignons prédateurs et parasites des nématodes existant dans la rhizosphère des sols viticoles.
2. Evaluer la diversité des espèces de champignons prédateurs
3. Estimer l'effet de l'humidité des sols sur les champignons nématophages

I. Généralités

Les champignons constituent un Phylum à part entière parmi les Eucaryotes plus de 80.000 espèces sont actuellement décrites et nommées (**Hawksworth, 2001**). Les champignons, encore appelés Mycètes ou Fungi, ne constituent pas un groupe homogène : ils doivent leur unité à leur vie, très généralement saprophyte, c'est-à-dire qu'ils vivent de matières organiques en décomposition (**Bouchet et al., 2005**), quelques uns entrent en relation symbiotique avec des organismes vivants qui leurs sont bénéfique (les champignons symbiotiques formant des mycorhizes à arbuscules dans les racines des plantes appartenant aux espèces mycorhizotrophes (**Alabouvette, 2013**)). certains vivent en parasitisme sur des êtres vivants; leurs hôtes sont le plus souvent des végétaux (Bouchet *et al.*, 2005) d'autres sur les animaux comme les insectes (champignons entomopathogènes) cas du *Metharhizium anisopliae*, s'attaquent aux insectes nuisibles (pucerons, thrips, termites) (**Anonyme, SD**).

Les champignons sont des organismes à l'appareil végétatif microscopique et se conservant peu. Ainsi ne sont disponibles pour tenter d'établir une classification naturelle des champignons que les seuls caractères morphologiques. (**Remy et al., 1994**). Depuis les années nonante, les données moléculaires relatives à la séquence des génomes ont profondément bouleversé la classification générale des champignons (**Lepoivre, 2003**).

Les structures de reproduction des Champignons se fait selon deux modalités ; la reproduction asexuée (dite imparfaite ou végétative, caractéristique de l'anamorphe) et la reproduction sexuée (dite parfaite caractéristique du téléomorphe). Certaines espèces fongiques produisent un mycélium qui demeure stérile, quelles que soient les conditions du milieu (**Lepoivre, 2003**).

II. Les champignons prédateurs et parasites

II.1. Description

Les champignons qui se développent sur les nématodes vivent dans les sols. Ils se présentent en deux groupes :

II.1.1. Champignons parasites

Ce groupe de parasites possèdent en général un très grand pouvoir de pénétration mécanique. Les moyens dont disposent les parasites sont donc très divers. Selon les cas, ils exercent des actions physiques ou chimiques, parfois par l'intermédiaire d'organes spécialisés, sur les structures, ou sur les fonctions physiologiques de l'hôte. En règle générale, par la fixation sur l'hôte puis par la pénétration (**Chevaugéon, 1957**).

II.1.2. Champignons prédateurs

Ce groupe de prédateurs appartient à diverses familles dont les espèces se distinguent par des caractéristiques spécifiques qui les différencient les unes des autres. Les principaux ennemis des nématodes sont les Zygomycètes, les Basidiomycètes, les Deutéromycètes, les Hyphomycètes. Ces derniers regroupent plusieurs genres qui se nourrissent des nématodes cas des *Dactylaria*, *Trichothecium*, *Dactylla*, *Arthrobotrys robusta* (**Anonyme, SD**).

II.1.2.1. Oomycètes

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., 1990**).

II.1.2.2. Zygomycètes

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 conidiospores (**Cayrol et al., 1990**).

II.1.2.3. Deutéromycètes

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 hyphes 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.

II.1.2.4. Basidiomycètes

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 (**Cayrol et al.,1990**).

II.1.2.5. Hyphomycètes

Les Hyphomycètes prédateurs de nématodes bien que connus depuis un peu plus d'un Siècle, n'ont été étudiés d'une manière systématique que depuis les travaux de **Rchlerds (1937)**. Les observations qui se rapportent à ces organismes sont dispersées à travers le monde. Les Hyphomycètes prédateurs sont des champignons imparfaits qui sont classés en 8 genres regroupant environ 112 espèces (**Peloille,1981**).

Ces champignons qui appartiennent à la classe des Hyphomycètes possèdent des organes capteurs de tailles et de formes variés : anneaux, boucles anastomosées, boutons adhésifs sécrétant un mucus. Tout nématode passe au contact de ce mucus se trouve englué, puis immobilisé. Le champignon émet alors un hyphes spécialisé qui perfore la cuticule du nématode piégé, pénètre dans son corps et s'y ramifie, le vidant totalement de sa substance (**Cayrol ,1979**).

L'utilisation de ces Hyphomycètes pour éliminer des nématodes zooparasites n'en est qu'à ses débuts. Les déboires enregistrés jusqu'à présent semblent liés, en partie tout au moins, à des connaissances insuffisantes de la biologie et de l'écologie de ces organismes (**Peloille, 1981**). En revanche, des Hyphomycètes à spores adhésives, du genre *Hirsutella*, se cultivent aisément sur plusieurs milieux artificiels. Le parasitisme des Nématodes par les *Hirsutella* a été décrit pour la première fois par **Sturhan et Schneider (1980)** puis par **Jaffee et Zehr (1982)** et par **Castet (1982)**.

Le genre *Arthrobotrys* regroupe de nombreuses espèces, à savoir, *Arthrobotrys dactyloides*, *Arthrobotrys conoïdes*, l'espèce la mieux connue est *Arthrobotrys irregularis*. Les champignons qui capturent et détruisent les nématodes constituent un des groupes d'organismes les plus intéressants que l'on puisse trouver dans le sol. Ils sont extrêmement répandus et particulièrement abondants dans les terres humifères et les composts. (**Cayrol et al ., 1990**).

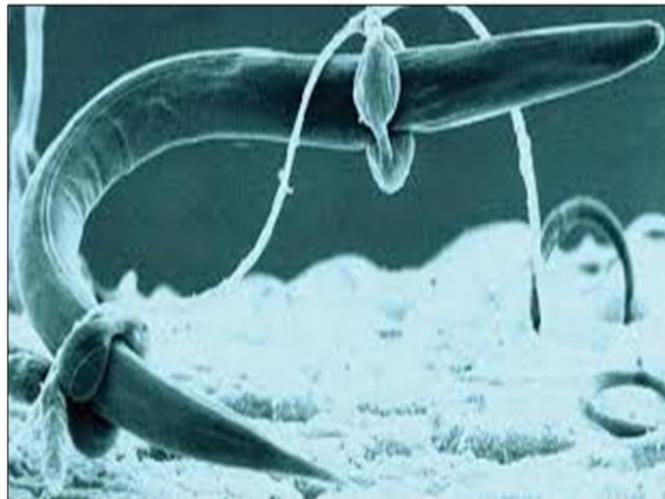


Fig. 1 : Champignon prédateur de nématode du genre *Arthrobotrys*
(Anonyme SD)

II.2. Types et formes de pièges

a) Les hyphes collants indifférenciés

Sont le type le plus primitif (Fig.2a). Elles capturent les nématodes par adhésion à l'aide de la substance collante dont elles sont recouvertes (**Drechsler, 1937**)

b) Les arceaux collants tridimensionnels

Sont la forme de piège la plus répandue (Fig.2b). Un rameau, issu latéralement d'un filament mycélien, croît puis s'anastomose avec l'hyphe d'origine, formant une boucle (**Zopf, 1888**).

c) Tubercules collants

La description de ce type d'appareil de capture est plus récente (Fig.2c): nous la devons à (**Drechsler, 1950**) qui décrit pour *Dactylella cionopaga* des excroissances collantes en forme de tubercules allongés, de colonnes simples ou ramifiées, composées d'1 à 7 cellules, le plus souvent de 2.

d) Boutons collants

Un grand nombre d'espèces (Fig.2d) réparties dans les genres *Dactylella* (**Grove, 1884**), *Dactylaria* (**Saccardo, 1880**) et *Monacrosporium* (**Oudemans, 1885**) possèdent, comme organes de capture, de petits boutons adhésifs, portés par un court pédoncule formé d'1 à 2 cellules.

e) Anneaux à 3 cellules

Sont représentés par des cellules disposées en anneau (Fig.2e) porté par un pédoncule d'1 à 3 courtes cellules, prenant naissance perpendiculairement au mycélium.

f) Anneaux constricteurs

Il s'agit de 3 cellules arquées et anastomosées, (Fig.2f) portées par un court pédoncule issu perpendiculairement du mycélium. Les cellules de ce dispositif sont plus larges que celles des anneaux précédemment décrits. La particularité de ce piège réside dans son mode de fonctionnement, les cellules sont sensibles au contact, uniquement à leur face interne (**Commandon et Fonbrune, 1939**).

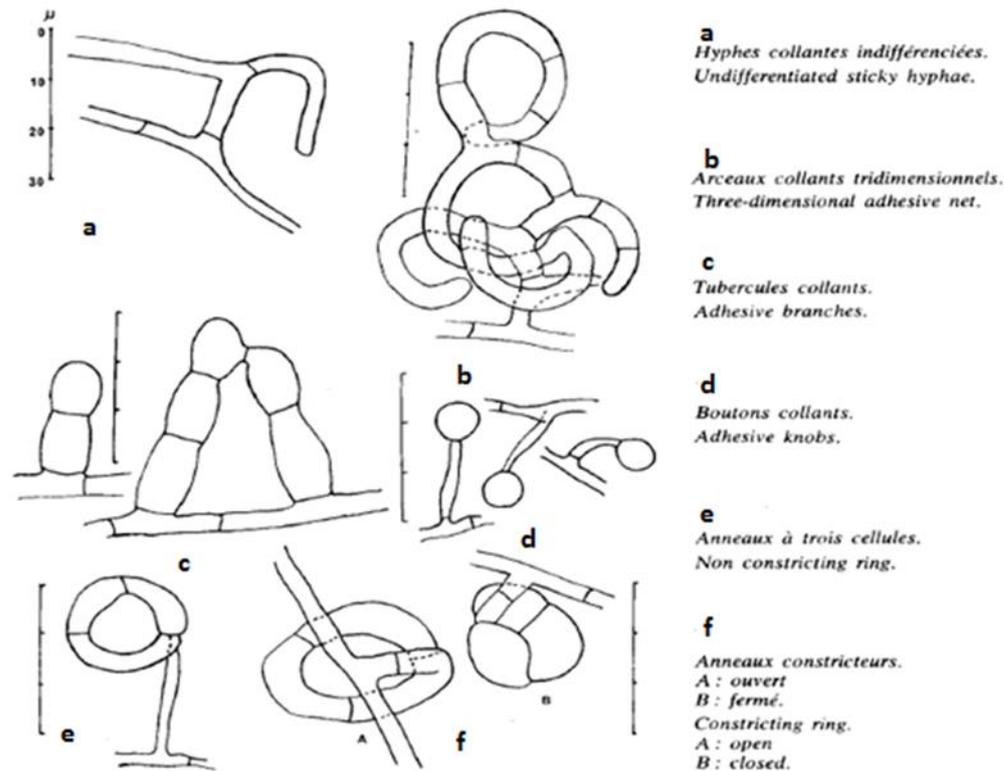


Fig. 2 : Différents Pièges des champignons prédateurs (Peloille, 1981).

III. Les Champignons endoparasites

Les champignons nématophages endoparasites sont ceux qui infectent les nématodes avec leurs conidies. Ces derniers sont soit ingérés par les nématodes e, g, *Harpasporium spp*, ou adhérer à leurs cuticules e,g, certains *Verticilliose spp*, *Nematoctonus spp* et *Meria coniospora* (Barron ,1977).

Les sites d'infection spécifiques étaient proches des organes sensoriels du nématode, qui contiennent prétendument les récepteurs de la chimiotaxie, ainsi la capacité des vers de répondre chimiotaciquement à plusieurs sources de attractants est bloqué (Jansson et Nordbring, 1983). Les nématodes parasitent des plantes *Aphelenchoides fragariae* et *Ditylenchus destructor* ont également été infectés dans les organes sensoriels, mais conidies fréquemment observées sur l'ensemble de la cuticule, cela indique une composition différente des cuticules extérieures des nématodes parasites des plantes et des bactéries-alimentation (Jansson et al., 1983).

La plupart des champignons endoparasites sont des parasites obligatoires et effectuer toute leur vie végétative dans les nématodes infectés. Les premières étapes de l'infection du nématode par *M. coniospora* ainsi que conidiogenèse ont été étudiés par **(Saikawa, 1982)** en utilisant la microscopie électronique à transmission.

IV. Effet des facteurs biotiques et abiotiques sur les champignons nématophages

IV.1. La température du sol

L'influence de la température du sol sur le comportement des champignons prédateurs, pour les températures comprises entre (-18° C et +5°C) et entre (+30°C et +35°C), le champignon persiste dans le sol sous ses formes de résistance, mais ne se développe pas. Entre (+5°C et +30°C), le champignon évolue normalement avec un optimum voisin de (+20°C), qui varie selon les espèces. Quand la température supérieure à (+35°C), le champignon est détruit **(Cayrol, 1980)**.

IV.2. Le pH

L'étude de l'influence du pH indique que la croissance des Hyphomycètes prédateurs est bonne en milieu neutre **(Cayrol, 1979)**, et redoutent en générale les sols acides dont le pH est inférieur à 6,5. Dans de tels sols, le champignon croit très peu, et il se montre incapable de contrecarrer les attaques nématologiques **(Cayrol, 1980)**.

IV.3 La matière organique

Toutes les formes de matière organique conviennent aux champignons nématophages à l'exception du compost urbain qui semble renfermer des résidus toxiques pour le mycélium ; ce qui est d'ailleurs confirmé par son comportement sur l'humus complexe du commerce qui contient une forte proportion de compost urbain, et sur lequel la croissance fongique est considérablement ralentie. Il faut également noter que le champignon s'est très bien développé dans la parcelle témoin non enrichie en humus, ce qui montre que les Hyphomycètes prédateurs

n'exigent pas de fortes fumures organiques, contrairement à ce qu'on prétendait jusqu'alors (**Cayrol, 1980**).

V. Importance des Champignons parasites et prédateurs dans le contrôle des nématodes

Les nématodes sont présents en grand nombre dans tous les sols ou ils constituent un élément non négligeable de la biomasse. Ils participent activement à l'équilibre biologique du milieu, étant tour à tour des consommateurs d'énergie (bactériophages, phytophages, mycophages, phytophages...) et des fournisseurs d'énergie (tant par leurs cadavres qu'en servant de nourriture à certains champignons, à des protozoaires ou à des prédateurs appartenant à la mésofaune tellurique) (**Cayrol, 1979**).

Comme les champignons se situent parmi les organismes les mieux étudiés du fait de leur importance dans les sols et de leur action pathogène, Déjà en **1885**, **Dangeard** signale un champignon parasite de nématodes : le *Catenaria anguillulae*.

Les relations nématodes champignons peuvent être considérées sous deux aspects totalement différents :

- ❖ D'une part, l'action prédatrice des nématodes mycophages vis-à-vis des champignons du sol.
- ❖ D'autre part, l'action prédatrice des champignons nématophages vis-à-vis des nématodes.

Ces deux aspects de la question débouchent sur des applications possibles de lutte biologique (**Cayrol, 1979**).

Ces champignons ont fait l'objet de nombreuses études, tant dans le domaine de la science pure que dans celui de leur utilisation pratique comme agents de lutte biologique.

En ce qui concerne les essais d'utilisation des champignons nématophages comme agents de lutte biologique. L'espèce *Arthobotrys irregularis* est couramment utilisée pour piéger les larves infectantes des nématodes à galles *Meloidogyne*. Ce champignon prédateur, est disponible sous forme de culture

mycélienne vivante et sous un nom commercial. L'application requise pour un contrôle efficace des micro-organismes nuisibles est d'une dose de 140 g/m² (**Anonyme, SD**). Les facteurs édaphiques limitent l'utilisation d'*Arthrobotrys irregularis* sont le pH, qui doit être neutre ou alcalin et une température supérieure à 37°C. par contre la teneur du sol en matière organique ne constitue pas un facteur limitant et les basses températures hivernales ne détruisent pas le champignon dont la croissance optimale se situe à 25° (**Cayrol, 1983**).

L'espèce *Arthrobotrys irregularis* s'avère la plus performante que les espèces d'*Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys oviformis*, *Candelabrella musiformis*, *Dactylaria candida*, *Dactylella bembicoides* : elle piège 87% des larves en douze heures, alors que les autres sont inefficaces. C'est donc elle qui a été retenue pour la suite des travaux (**Cayrol, 1983**).

En matière de lutte biologique, ce procédé a déjà fait l'objet d'application contre deux espèces de nématodes : *Ditylenchus myceloiphagus* (nématode mycophage nuisible en champignonnière) et *Meloidogyne spp* (Nématode polyphagie très grave dans les cultures maraîchères et florales) (**Cayrol, 1979**).

Contre *D.myceloiphagus* nous avons vu six espèces prédatrices s'avéraient efficaces (*Arthrobotrys oligospora*, *A.robusta*, *A. superba*, *Dactylaria candida*, *Dactylella lysipaga*, *Monacrosporium doedycoides*). Et contre les *Meloidogyne* il y deux hyphomycètes efficaces sont *Arthrobotrys irregularis* et *Dactylaria candida* (**Cayrol, 1979**).

Chapitre I :
Synthèse
bibliographiques
sur les champignons

Chapitre II :
Synthèse
bibliographique
sur les nématodes

Chapitre I :

Matériel et méthode

II.1. Généralités sur les nématodes phytoparasites

II.1.1. Description

Les nématodes sont des animaux vermiformes, les plus souvent microscopiques, on les retrouve pratiquement dans tous les milieux, à la fois sous forme de parasites ou d'organismes libres (**Coyne et al., 2010**). Les nématodes phytoparasites peuvent être regroupés selon leur comportement alimentaire et leur mobilité en trois groupes :

Les Endoparasites : les nématodes après destruction des cellules externes, pénètrent peu à peu dans les tissus de la plante (Genres : *Globodera*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*) (**Maggenti, 1983**).

Parmi les endoparasites on distingue :

*Endoparasite migrants : qui ont vie dans la plante (*Ditylenchus*, *Pratylenchus*).

*Endoparasites sédentaires : qui après une courte migration à l'intérieure de la plante vont se fixer (Familles : *Heteroderinae*, et *Meloidogynae*).

Les Ectoparasites : les nématodes se nourrissent sur des cellules externes (radicelles), (Genre : *Tylenchorynchus*).

Les semi-endoparasites : les nématodes se fixent sur des radicelles ou racines vont en conservant une partie de leur corps à l'extérieur (*Rotylenchus*, *Tylenchulus*), (**Maggenti, 1983**).

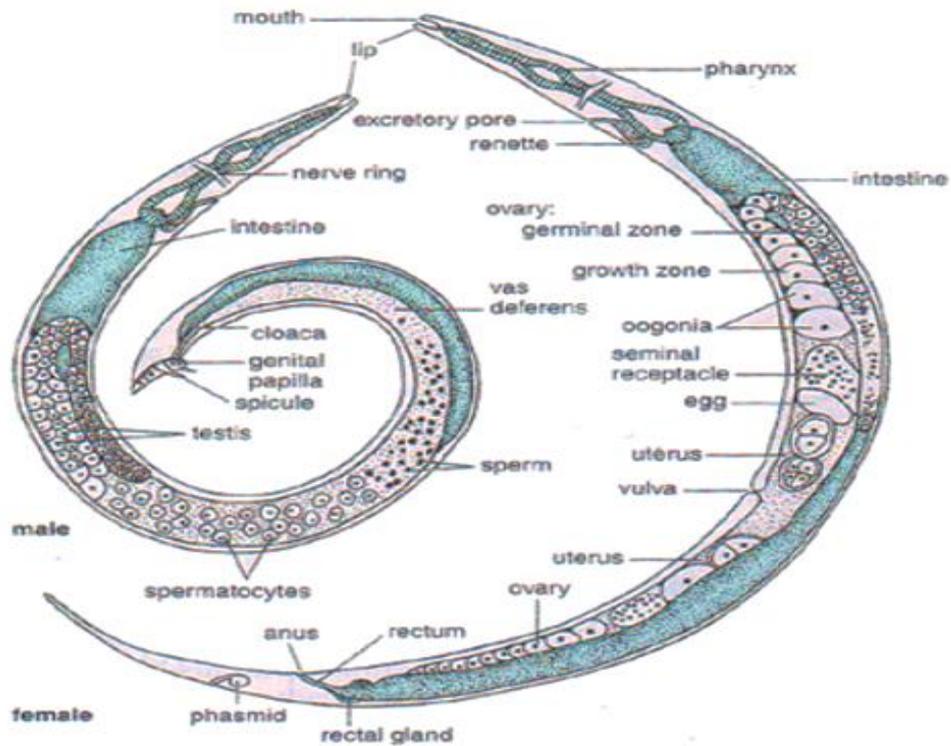


Fig. 3 : Morphologie générale des nématodes (Mahale, SD).

II.2. Position systématique des nématodes du genre *Xiphinema* :

La classification des *Longidoridae* a été révisée par Hooper en 1975.

Règne	Animal
Sous-règne	Métazoaires
Phylum	Némathelminthes
Classe	Nématoda (Chitwood, 1958)
Ordre	Dorylaimida (Pearse, 1942)
Sous-ordre	Dorylaimina (Chitwood, 1933) (Pearse, 1936)
Super-famille	Dorylaimoidea (de Man, 1876) (Thorne, 1934)
Famille	Longidoridae (Thorne, 1935) (Meyl, 1961)
Genre	<i>Xiphinema</i> (Cobb, 1913)

II.3. Description morphologique du genre *Xiphinema*

Les nématodes appartenant au genre *Xiphinema* sont vermiformes à tous les stades de leur développement et il n'existe pas de différences majeures entre les adultes et chaque stade larvaire (**Dalmasso, 1962**). Les espèces de ce genre se caractérisent par un corps typiquement allongé, mince et sans anneaux, atteignant une longueur variant de 3 à 5 mm. Le stylet est long et mince de 60 à 250 µm au stade adulte qui permet d'atteindre les zones vasculaires des jeunes racines avec un « anneau de guidage » situé au milieu ou après la base du stylet (**Dalmasso, 1968**). Chez les *Xiphinema* il y a l'absence de bulbe médian (**Tayrol, 1968**). Selon les espèces les femelles présentent un ou deux ovaires, la vulve se situe à 30 % de la longueur du corps. La queue est plus ou moins arrondie (**Tayrol et al., 1977**). Les larves possèdent un odontostyle supplémentaire logé plus postérieurement dans la paroi de l'œsophage, qui vient remplacer le premier rejet lors de la mue. La longueur de l'odontostyle varie selon le stade du nématode et selon l'espèce à laquelle il appartient (**Lorrain, 1997**).

II.4. Biologie et cycle de vie

Les nématodes de la vigne *Xiphinema* ont un cycle de développement très long. Comme la plupart des nématodes ils passent par quatre stades larvaires avant d'atteindre la forme adulte. La larve du 1^{er} stade émerge de l'œuf avant la première mue (**Reddy, 1983**). Leur longévité peut atteindre 3 à 5 ans et ils ont qu'une seule génération par an et se maintiennent presque exclusivement sur les cultures pérennes (**Galet, 1999**).

La reproduction chez ces espèces est souvent parthénogénétique, les mâles sont rares. Une nouvelle population peut être obtenue à partir d'un seul individu. Les populations de *Xiphinema* dans les sols sont faibles, leur nombre est d'une dizaine pour 100 grammes de terre et souvent moins (**Galet, 1982**). Les données sur la durée du cycle de développement des *Xiphinema* sont très variables. Le cycle complet de l'œuf à l'œuf s'opère vraisemblablement en deux à trois mois dans les conditions favorables et sept à neuf mois, voire plusieurs années, en conditions limitées (**Esmenjaud et al., 2000**). La durée du cycle de vie de *X. italiae*

sur vigne est de 6 mois à température 28°C et 12 mois à température de 24°C (Cohn, 1977). Cependant, la durée du cycle de vie de *X.index* varie d'un pays à un autre. Elle est de 27 jours en Californie à une température 24°C. En Italie, la population de *X.index* complète son cycle de vie de 2 à 4 mois sur le figuier en serre à la température 20 à 22°C (Lamberti, 1977).

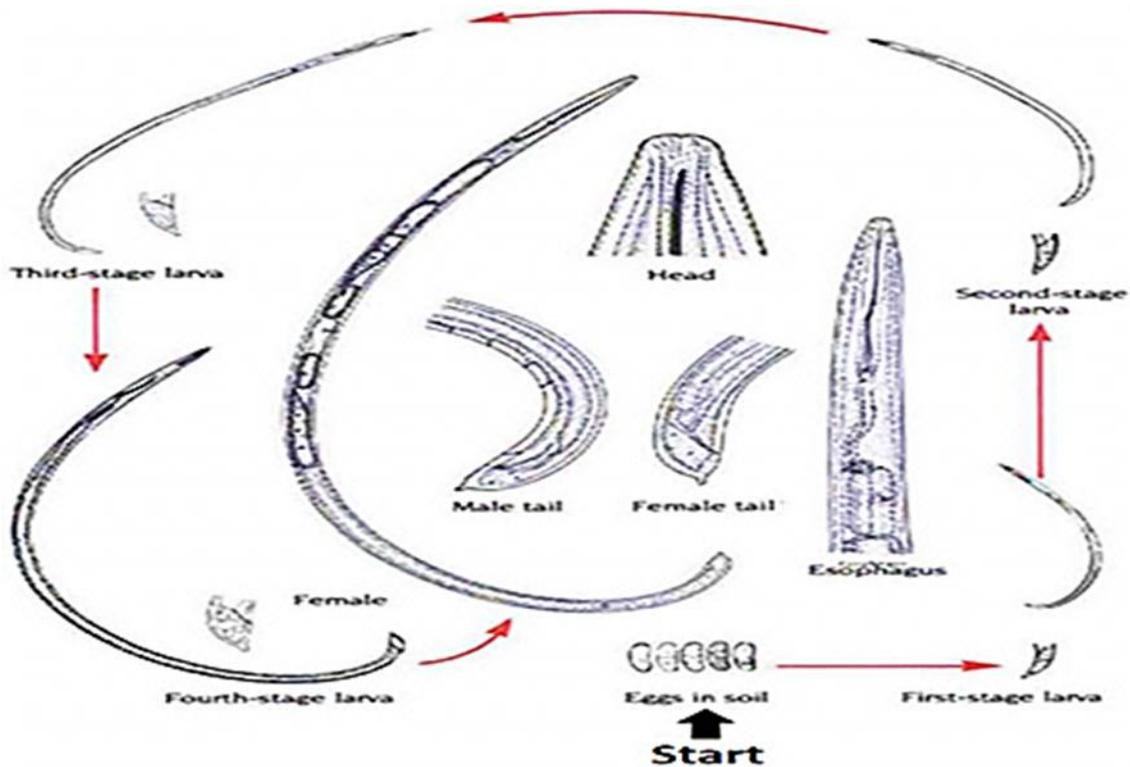


Fig. 4 : Cycle biologie des *xiphinema* (Anonyme, 2015).

II.5. Distribution géographique des *Xiphinema*

Les *Longidoridae* vecteurs de virus sont essentiellement endémiques en Europe et sur le continent nord-américain, à l'exception de *Longidorus martini*, vecteur du Mulberry ringspot virus, association localisée au Japon (Taylor, 1997, Martelli, 1990, Brown, 2001). Il est fortement probable que les nématodes et leur virus associés ont été dispersés depuis l'Europe et le continent nord-américain vers l'Amérique du Sud, l'Afrique du Sud, la Chine, l'Asie, l'Australie et la

Nouvelle-Zélande (Brown, 2001). Certaines associations virus nématodes ont une distribution géographique très large. Par exemple *X.index* et GFLV sont présents dans la quasi –totalité des vignobles du monde (**Andert et al.,2004**), cette espèce est la plus connue : Europe (Allemagne, Espagne, France, Grèce, Italie, Portugal) (**Siddiqi, 1974**) en Amérique (Argentine, Chili, Etats-Unis) (**Lambrie et Martelli 1965**), en Afrique de sud, Algérie (**Dalmasso et al., 1969**), en Asie (Iran, Iraq, Turquie) et Australie (**Siddiqi, 1974**).

Le nématode *Xiphinema italiae* cette espèce a été identifiée pour la première fois en Italie (**Martelli et al., 1964**) après elle a été découverte dans tout le bassin méditerrané : Grèce, France, Tunisie, Algérie, Egypte. (**Heyns, 1974 et Cohn, 1977**) en Algérie, **Malouk (2002)** a identifié dans les zones viticoles des régions de Chiffa, Médéa, et Blida plusieurs espèces de *Xiphinema*. Elles sont représentées par *X. index*, *X. italie*, *X. mediterraneum*. Par contre l'espèce *X. algeriens* sa présence n'a été signalée que dans la région de Mostaganem (**Luc et Kostadinov, 1981**).

II.6. Symptômes et dégâts causés par *Xiphinema*

II.6.1.Les dégâts directs

Les symptômes observés après des infestations de plants de vignes en pots par *X.index* sont deux types :

1- Lésions racinaires

2- Des boursouflures qui apparaissant aux extrémités radiculaires, l'ensemble des galles (boursouflures) donne au système racinaire un aspect rabougri et plus superficiel qui empêche le plant d'exploiter les couches profondes et le sensibilise notamment à la sécheresse (**Galet, 1982**).

II.6.2. Les dégâts indirecte

***Sur les rameaux** : Raccourcissement et déformation des entre-nœuds, double nœud, Les rameaux ont une croissance en zigzag (**Natif, 2013**).

***Sur les feuilles** : les attaques montrent une réduction de la surface des feuilles et déformation du sinus pétiolaire (jonction entre le limbe et le pétiole).

Le limbe est atteint et devient asymétrique avec une exagération de la dentelure et les dents deviennent plus aiguës et plus profondes (**Natif, 2013**).

***Sur les racines** : les racines des plantes infectées sont moins développées que celles des plantes non infectées. Les racines sont abimées par les piqûres des nématodes qui transmettent le virus. Il se forme sur les racines des nodules qui ont l'aspect de galles (**Natif, 2013**).

II.7. Méthodes de lutte contre les nématodes phytophages

Bon nombre de plantes sont attaqués par les nématodes phytophages. Les pertes causées par ces parasites sont estimées à des milliards de dollars dans le monde. Elles sont certainement plus importantes puisque les symptômes sur les plantes ne sont pas spécifiques. Outre les dommages directs dus aux nématodes, les interactions avec d'autres agents pathogènes (Bactéries, Champignons, Insectes, Virus, etc....) sont dramatiquement accentuées. Par ailleurs, à travers le monde, de nouvelles espèces nuisibles aux cultures sont décrites régulièrement ; les pertes pourraient être multipliées si des stratégies de contrôle ne sont pas trouvées. Jusqu'à un passé récent, la lutte contre un parasite se concevait en terme d'élimination des individus. Au niveau nématologique, le concept ne différait pas et visait à maintenir les populations à un niveau suffisamment bas, pour que la prochaine culture sensible, ne subisse pas trop de dégâts (**Guiran et Netscher, 1970**).

II.7.1. Les méthodes physiques

Elles utilisent des sources d'énergie physiques telles la chaleur ou l'électricité : la chaleur est appliquée sous forme de vapeur injectée sous pression dans le sol et l'électricité est envoyée aux moyens de conducteurs. Ces méthodes qui exigent un appareillage lourd, compliqué et coûteux, ne sont envisageables que sur de petites surfaces (pépinière et serres). Comme la méthode par submersion, elles sont d'une efficacité relative et controversée.

En effet, **Brouwn (1933)** signale que des masses d'œufs des espèces du *Meloidogyne* peuvent survivre dans un sol inondé pendant 22 mois. En 1967, **Van Gundy et al.**, montrent que la saturation en eau du sol entraîne une baisse de la teneur en oxygène, qui induit une forme de quiescence chez les juvéniles de *Meloidogyne* et la mort des embryons dans les masses d'œufs (**Wallace, 1968**).

II.7.2. Les méthodes chimiques

Elles ont recours aux pesticides, particulièrement les nématicides. Le nématicide fumigant le plus connu est le dibromo-chloro-propane (DBCP) et les granulés sont l'aldicarbe et l'isazophos (**Cadet et al., 1987**).

L'utilisation des nématicides fumigènes peut induire la réduction, voire l'éradication des populations de nématodes phytoparasites du sol. Elle peut également provoquer de fortes hausses du rendement des cultures pluviales. Mais il n'y a pas de relation constante entre ces deux effets (**Baujard, 1995**).

En effet, les augmentations de rendements dues aux nématicides varient dans le temps (à dose constante, elles diffèrent d'une année à l'autre) et dans l'espace, car l'effet indirect de ces produits sur les rendements agricoles change en fonction de la localisation des essais et/ou des types de sols.

II.7.3. Les méthodes culturales :

Ces méthodes culturales visent à réduire les populations des nématodes dans le sol en jouant sur la prophylaxie, les rotations culturales, les amendements organiques ou l'utilisation des plantes pièges ou à pouvoir nématicide ; ainsi nous avons :

II.7.3.1. La jachère

La pratique de la jachère constitue un bon moyen d'abaisser le taux d'infestation d'un sol du fait que les nématodes résistent mal à la dessiccation du sol.

(**Caubel et al., 1980**), indiquent que la jachère permet la réduction annuelle des populations de nématodes avec un pourcentage de 50 à 60%.

II.7.3.2. Les labours

Durant la saison sèche, les labours permettent la destruction des nématodes par exposition à la chaleur. **(Taylor, 1968)**.

II.7.3.3 La rotation culturale

La rotation consiste en une succession de cultures plus au moins défavorables au développement des nématodes. Par exemple la succession des plantes non-hôtes et cultures non sensibles telles que les cultures d'hiver peuvent réduire les populations de nématode au-dessous de nuisibilité **(Anonyme, 1984)**.

II.7.4. Les méthodes biologiques

La lutte biologique contre les nématodes consiste à limiter le taux d'infestation au-dessous du niveau dommageable aux plantes (seuil de nuisibilité). Elle ne permettra pas une éradication du parasite **(Djian- Caporalino et al., 2009)**, bien que les nématodes phytoparasites et leurs œufs, sont extrêmement bien protégés grâce à leur épaisse cuticule, ils sont dans des conditions naturelles attaqués par beaucoup d'organismes ou de microorganismes du sol **(Jatal ,1985)**. Parmi ces organismes, les champignons et des bactéries sont les plus employés dans la lutte biologique contre les nématodes **(Brown et al.1974)**.

D'après **Caporalino et Mattzi (1998)** ces méthodes font appel aux micro-organismes antagonistes ou prédateurs des nématodes. En effet, les nématodes sont attaqués par certains champignons (*Arthrobotrys* sp, *Catenaria anguillulae*, *Cystopagespp.*,*Drechmeria coniospora*), bactéries (*Pasteuria* spp.). Ces parasitoïdes des nématodes phytoparasites ont été utilisés comme des agents de contrôle biologique avec peu de succès (Mankau, 1980). Jusqu'ici, aucune méthode de lutte biologique n'a pu être mise au point. Cela tient aux difficultés quasi-insurmontables rencontrées pour élever ces organismes. Or, sans cet élevage en masse, il est impossible de provoquer une concentration qui permettrait une lutte efficace (de **Guiran et Netscher, 1970**).

II.7.5. La lutte intégrée

La protection intégrée des cultures (Integrated Pest Management – I.P.M) est une vision qui s'inscrit délibérément dans une perspective d'agriculture durable. La protection intégrée veut combiner de manière rationnelle les différentes stratégies de protection des cultures (lutte chimique, lutte génétique, lutte culturale, lutte physique et lutte biologique) dans le but d'optimiser la relation entre la production (tant en terme quantitatifs que qualitatifs) et le cout direct et indirect qu'elle entraine (**Hopknis et al., 2003**).

II.8. L'utilisation des champignons contre les nématodes phytophages

Cette méthode de lutte repose sur un principe simple : l'existence dans le sol de Champignons qui ont la capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir, C'est à la fin du XIXe 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. De plus, ils sont spécifiques d'un très petit nombre d'espèces de nématodes ce phénomène dû à un mécanisme, basé sur une association entre un sucre sécrété par la cuticule du Nématode et une protéine (une lectine) émise par le Champignon (**Nordbring-Hertz, 1979**). Les champignons nématophages ont la capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir comme le cas des espèces du genre *Arthrobotrys* (**Bchir, 1984**), ce Champignon joue un rôle important dans le maintien des populations des *Meloidogyne* a des niveaux économiques tolérable. Il est conseillé dans un programme de lutte intégrée (**Anonyme, 2003**).

Les champignons du genre *Arthrobotrys*, commercialisé sous le nom de R350, utilisés dans la lutte contre les *Meloidogyne* (**Cayrol,1983** cité par **Khellili,1999**). Les champignons nématocides tels que la moisissure

Paecilomyces licacinum qui parasite les œufs de *Meloidogyne incognita*, sur la pomme de terre est relativement efficace.

Le champignon a réduit le développement de la population du nématode du réniforme (*Rotylenchus reniformis*) sur tomate (**Sherf et Macnab, 1986**). De nouvelles recherches se font sur les toxines de certains champignons actifs sur les larves ou les œufs, à titre d'exemple, les travaux de (Caryol, 1989), qui signale que les filtrats des cultures de *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani* ont une action prépondérante sur les larves de *Meloidogyne* ainsi que les filtrats d'*Aspergillus niger* et *Paecilormuces lilacinus* qui inhibent l'éclosion des œufs des *Meloidogyne*. (**Hammach, 1994 cité par Kellili, 1999**).

Le champignon *Verticillium chlamydosporium* Signalé depuis déjà longtemps comme ennemi des œufs d'*Heterodera*, c'est un parasite facultatif, capable de proliférer dans le sol même en l'absence de nématodes. Les filaments pénètrent dans les œufs en perforant la coque puis détruisent les embryons. Il s'attaque aussi bien aux œufs d'*Heterodera* qu'à ceux de *Meloidogyne*. Une propriété intéressante de ce champignon réside dans son aptitude à former de nombreuses chlamydospores lorsqu'il se trouve placé en conditions défavorables (sécheresse, malnutrition), ces chlamydospores, qui se présentent sous forme de mûres constituées de 5 à 20 cellules accolées entre elles, se conservent longtemps sans aucune précaution et peuvent germer une fois remises dans un sol humide (**Cayrol et al., 1981**).

Elles apparaissent donc comme un moyen idéal de production industrielle du Champignon entant qu'agent de lutte biologique. Différentes souches de *V. chlamydosporium* ont été collectées et sélectionnées en Angleterre, non seulement pour leur aptitude à former de nombreuses chlamydospores, mais aussi pour leur aptitude à s'installer dans tous les sols et dans toutes les conditions et aussi pour leur résistance à la pression des élections exercées par les autres micro-organismes du sol. En fait, *V. chlamydosporium*, s'il apparaît comme un agent de lutte séduisant, ne permet en aucun cas de combattre de fortes attaques. Son aptitude parasitaire limitée aux premiers stades de l'embryogenèse et du nématode qui, au-delà, acquiert une coque résistante (**Cayrol et al., 1981 ; Irving et Kerry,**

1986) expliquent que nous n'ayons jamais obtenu plus de 43% de parasitisme dans les conditions, ce qui pourrait juste suffire pour maîtriser l'évolution d'une population limitée.

I.1. Objectif du travail

L'objectif visé par cette étude est d'inventorier les champignons nématophages (parasites et prédateurs des nématodes) dans des vergers viticoles.

I.2. Description morphologique de la vigne

La vigne est une plante sarmenteuse, vivace qui peut demeurer plusieurs dizaine d'année dans des conditions normales de culture. Elle est ligneuse, grimpante grâce à ses vrilles. Les feuilles pétiolées ont une distribution alternée et avec cinq nervures palmées (**Galet, 1993**). Les fleurs sont à 5 pétales, petites, de couleur verte, formant des inflorescences en grappe (**Viala et vermorel, 1910 ; Galet, 1993**). Les fruits murs sont des baies de forme et de couleur variables. Ils sont blancs, jaunâtres, violets ou noirs, et presque toujours noirs à l'état sauvage (**Carbonneau et al, 2007**).

Elle appartient à la classe des dicotylédones (Ampélidacées) (**Mario, 1996**), à la famille des vitacées, à l'ordre des Rhamnales qui est divisé en neufs genres dont le genre *Vitis*. Ce dernier est séparé en deux sous- genres qui sont *Muscadinia* et *Euvitis* (Vraies vignes).

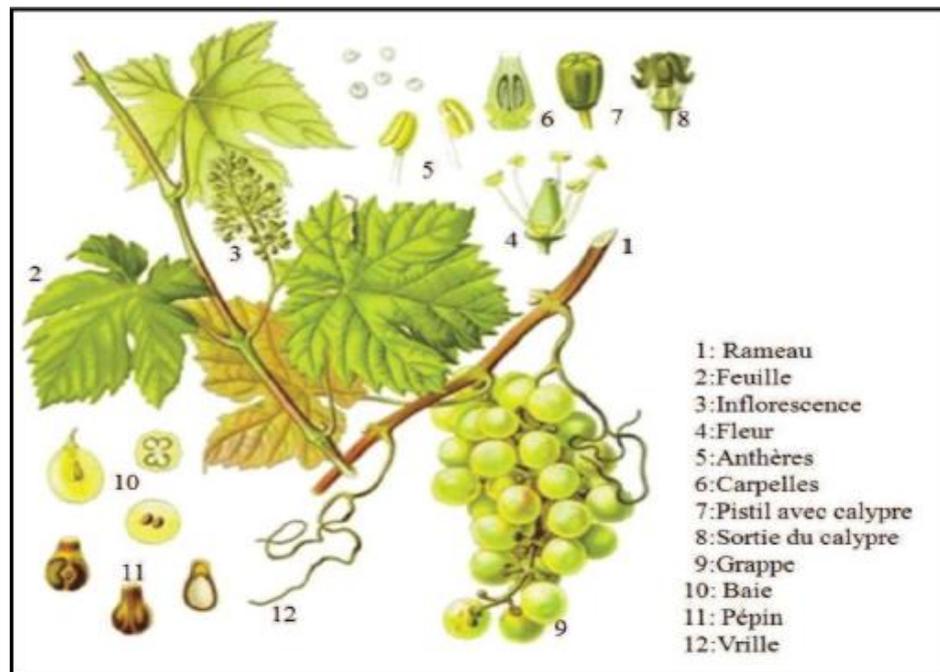


Fig.5 : La vigne présentation des différents organes (Viala et Vermorel, 1910 ; Galet, 1993).

I.3. Importance économique de la vigne

La vigne occupe la 14^{ème} culture au niveau mondial elle a atteint une superficie de 7, 528 million d'hectares et une production totale de raisin estimée à 691 millions de quintaux, sa grande valeur se situe surtout au niveau de la production du vin, du raisin commercialisé comme le raisin de table ou transformé comme le jus de raisin.

I.4. Méthodologies

Les Investigations sur les champignons nématophages (prédateurs et parasites) ont été réalisées dans la rhizosphère de la vigne dans huit régions.

Le travail expérimental est réalisé en fonction des étapes suivantes :

- Sortie sur terrain dans les régions prospectées
- Prélèvement des échantillons de sol dans la rhizosphère de la vigne 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).

I.4.1. Sites d'échantillonnages

Nous avons prélevé 192 échantillons de sol dans huit (08) régions qui sont réparties en fonction de zone bioclimatique (Fig. 6) :

- ✓ Zones littorales nous avons deux régions « Fouka et Chaiba »
- ✓ Zones sub-littorales représentées par quatre régions « Blida, Mouzaia, Oued el alleug et Tassalat el mardja »
- ✓ Zones intérieures nous avons deux régions « Medea et Benchikao »

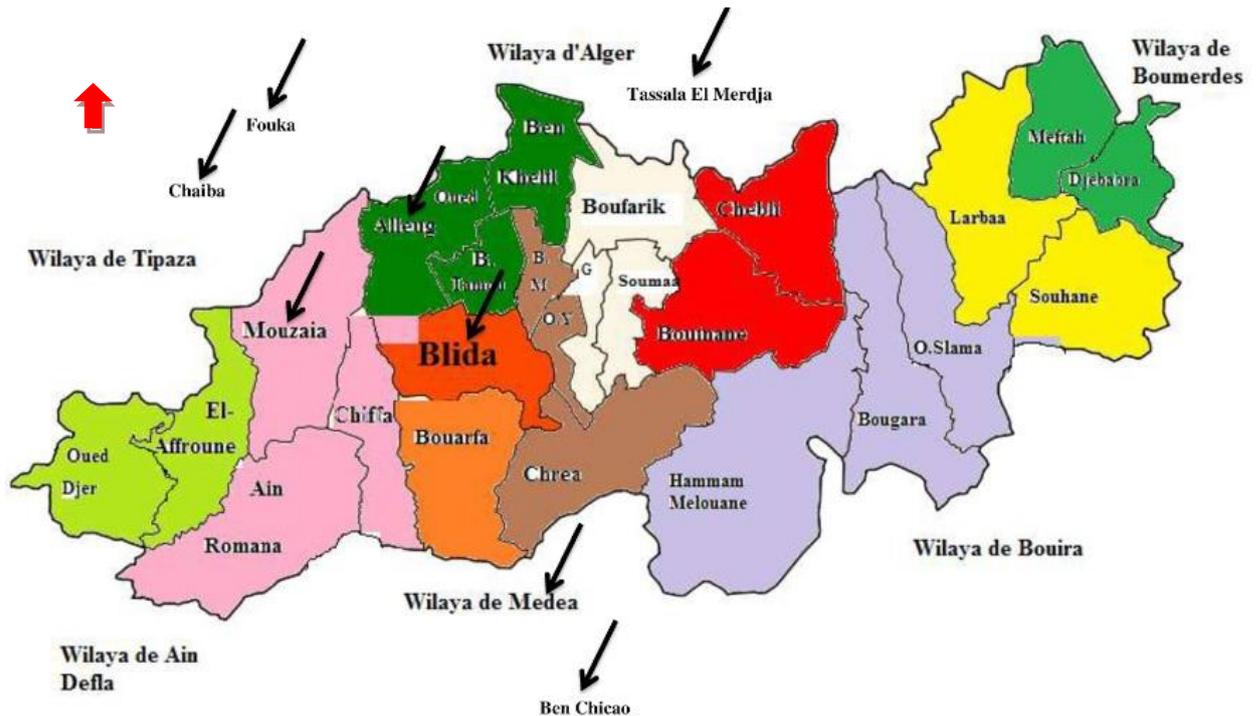


Fig.6 : Situation géographique des différentes régions prospectées

I.4.2. Méthodes d'échantillonnage

I.4.2.1. Prélèvement des échantillons de sol

Les échantillons de sol sont réalisés dans la rhizosphère de 8 ceps de vigne selon une ligne en diagonale. Pour chaque cep trois échantillons de sol sont récoltés de 250 g chacun à l'aide d'une tarière à une profondeur de 10 à 40 cm. La jonction des points de prélèvements dessine un triangle. Chaque prélèvement est la somme de 24 prélèvements élémentaires pesant chacun 250g rassemblés en un seul sac référencié. Le poids final de chaque échantillon par région est de 6 kg. Les échantillons sont conservés au froid jusqu'au moment de l'extraction.



Fig.7 : Prélèvement du sol à partir de rhizosphère d'un plant de vigne (originale 2016)

A et B- Prélèvement du sol dans la rhizosphère des plantes à l'aide d'une pioche.

C- Emplacement du sol dans un sac plastique.

I.4.2.2. Extraction des nématodes du sol

Afin de repérer les champignons nématophages parasites sur nématodes, nous passons par l'étape d'extraction des nématodes du sol selon la méthode des seaux de **Dalmasso (1966)**, dite méthode de flottaison et sédimentation. Elle est basée sur les différences de densité entre les nématodes et les différentes parties du sol. Elle nous permet d'extraire les nématodes de différente taille du sol.

I.4.2.2.1. Matériels utilisés

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



Fig.8 : Matériel d'extraction des nématodes (originale ,2016).

I.4.2.2.2. Procédé d'extraction

Les sols sont préalablement bien homogénéisés au laboratoire sur un plateau **(9-1)** à partir de ces échantillons, on prépare dans un bécher 250 ml de terre **(9-2)**, cette quantité est déposée et délayée à travers le tamis (2mm) dans une petite bassine **(9-3)** .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 **(9-4)**.

A l'aide d'un bâton on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol **(9-5)**. On laisse 30 secondes pour que les particules de sol se sédimentent mais sans que l'eau ne s'arrête de tourbillonner. Le flottant est versé à travers le tamis (90 μ) qui va retenir les nématodes **(9-6)**, on récupère le contenu du tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristalliseur **(9-7)** On répète l'opération 3 à 4 fois pour récupérer le maximum de nématodes.

I.4.2.2.3. 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 **(9-8)**. Ces derniers sont ensuite placés dans les assiettes remplies d'eau jusqu'à affleurement de la surface du tamis **(9-9)**. Le dispositif 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.9 : Etapes d'extraction des nématodes et le passage actif (originale ,2016).

I.4.3. 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, x40 ou x80). Les nématodes parasités sont prélevés et placés dans des salières afin de voir le développement du champignon et pouvoir l'identifier.

I.4.3.1. Isolement des champignons du sol

I.4.3.1.1. 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 boîte de Pétri d'une épaisseur de 02 à 03 mm dans des conditions stériles sous une haute. Les boîtes de Pétri préparées serontensemencées par le sol prélevé des différentes régions.

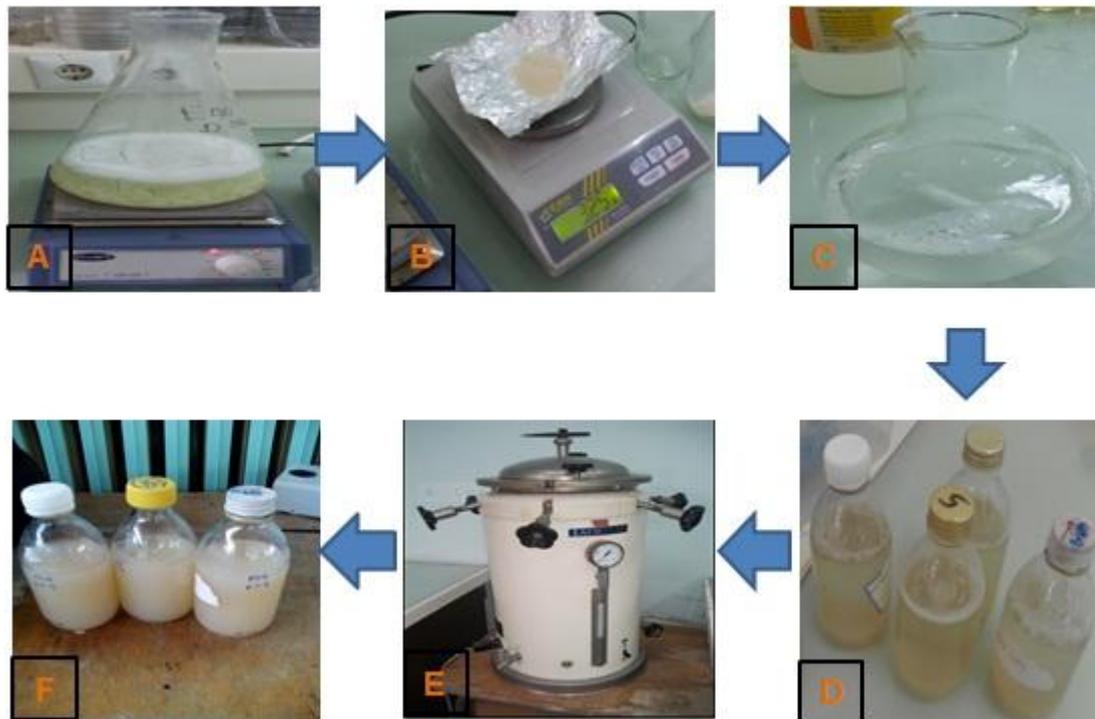


Fig.10 : Préparation du milieu culture PDA (Originale, 2016)

A : pomme de terre, B : agar, C : solution préparer, D : PDA avant autoclavage

E : autoclave, F : PDA préparé

I.4.3.1.2. Préparation du sol

Le sol de chaque station prospectée est étalé sur papier 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 boîtes de Pétri. Ils vont représenter les trois répétitions utilisées dans ce travail.

I.4.3.2. Isolement des champignons à partir du sol

Pour chaque région nous avons réalisé trois répétitions. Après refroidissement du milieu PDA dans les boîtes de Pétri nous entamons l'étape d'ensemencement qui est réalisé dans les conditions aseptiques. Dans chaque boîte on disperse 1g de sol, ces dernières sont fermés à l'aide de para film et sont inversées pour éviter l'accumulation d'eau sur le couvercle. Chaque boîte est datée, numérotée et nommée. Ces derniers sont mis dans une étuve réglée à 25°C, température favorable au développement des champignons nématophages. 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 le 5 jours des observations au microscope optique (Gx20 et x25).

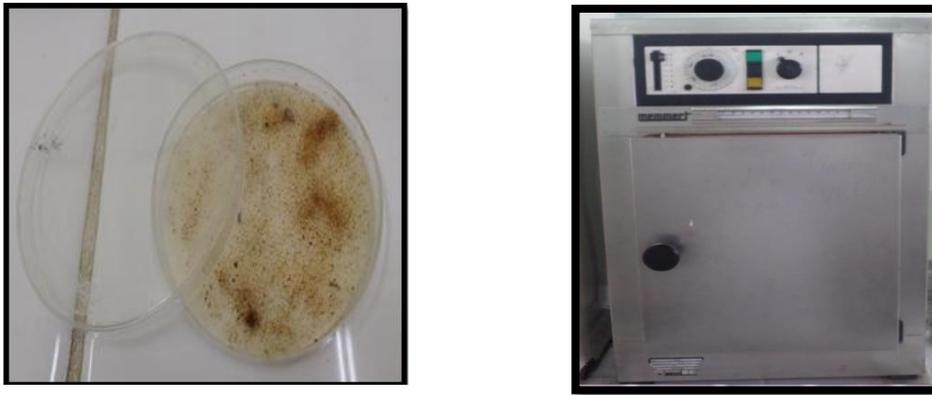


Fig.11 : Ensemencement du sol dans les boites de pétri (Originale, 2016)



Fig.12 : nombre des répétitions (originale, 2016)

I.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.

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

I.6. Exploitation des résultats

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

I.6.1. Indices écologiques

Le diagnostic écologique des champignons identifiés a fait appel aux 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).

I.6.2. 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 - PAleontological STatistics, ver. 1.81.

I.6.3. 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.

Chapitre II :

Résultats et discussion

II.1. Inventaire des champignons nématophages dans les zones viticoles

Les résultats des observations a permis de répertorier 16 espèces de champignons nématophages (prédatrices et parasites). Les champignons parasites rencontrés sur les nématodes (*Myzocyttium*, *Hirsutella*, *Lagenidium*, *Rhizophidium*). Les champignons isolés du sol. Ils sont représentés par *Arthrobotrys dactyloïdes*, *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *Dactylella doedycoïdes*, *Cephalosporium balanoïdes*, *Harposporium lilliputianum*, *Acrostalagmus sp*, *Acrostalagmus gonioides*, *Rhopalomyces elegans*, *Stylopaga cephalote*, *Stylopaga leiohypha*.

II.1.1. Les champignons endoparasites sur nématodes

Les champignons endoparasites sont des parasites obligatoires, effectuent toute leur vie végétative dans les nématodes infecté (**Saikawa ,1982**).

❖ Le genre *Myzocyttium*

Cette espèce de *Myzocyttium* a été identifiée sur *Xiphinema*. Il est décrit comme un nouveau champignon endoparasites nématophages. Cette espèce possède des zoospores inégalement biflagellées. Ceux-ci n'attaquent les nématodes directement, mais s'enkystent et produisent des bourgeons adhésifs qui se fixent à la cuticule des nématodes. L'oogone est fécondée par le passage du protoplasme antheridial à travers un pore dans la paroi contiguë. L'oospore résultant à une paroi épaisse, lisse ou finement rugueuse (**Barron et al., 1975**).



Fig. 13 (A) *Xiphinema* infecté par *Myzocytiium* sp. (Gx 100) ;
 (1) et (2) zoosporocystes ; (3) zoosporocystes germent (Gx400) (originale, 2016) ; (B
 et C) morphologie de *Myzocytiium* (Buyck, 1986).

Cette espèce de *Myzocytiium* de thalles multicellulaires a été identifiée sur l'espèce de *Xiphinema*.

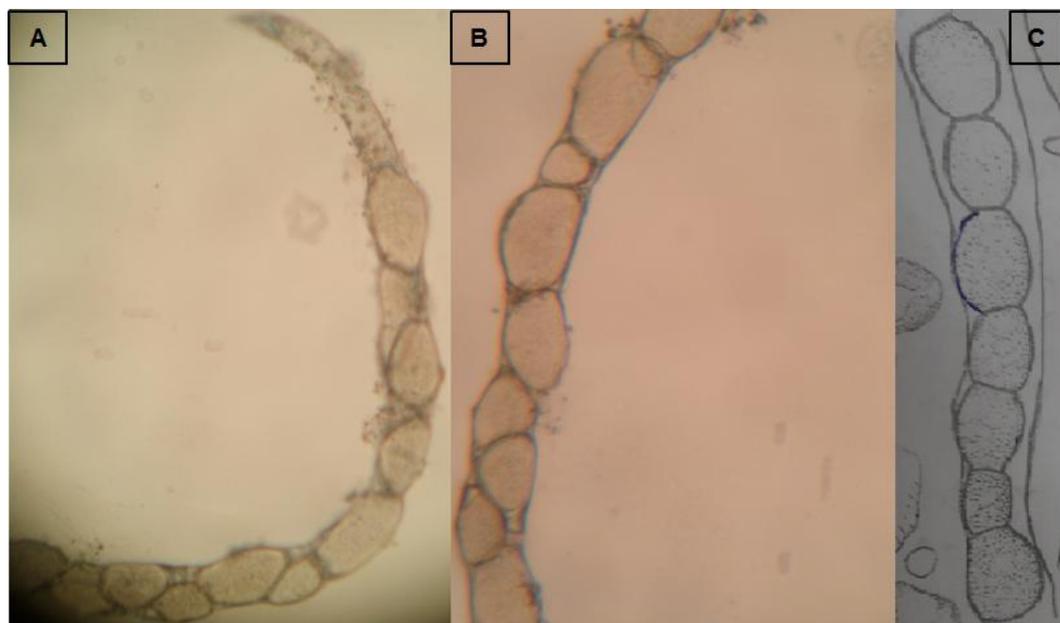


Fig. 14 : Nématode *Xiphinema* infecte par espèce de *Myzocytiium* (Gx400)
 (A, B) : Morphologie de *Myzocytiium*, thalles multicellulaires
 (Originale, 2016), (C) : Clé (Buyck, 1986)

❖ Le genre *Hirsutella*

Cette espèce d'*Hirsutella* a été identifiée sur *Pratylenchus*. 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).

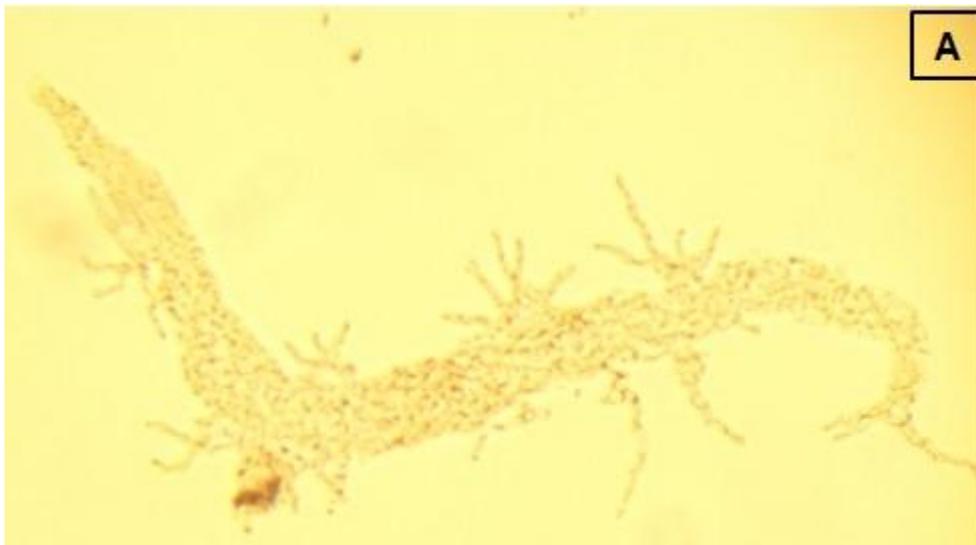


Fig. 15 : Nématode *Pratylenchus* infecté par *Hirsutella* (Gx250) selon (Hammache com. Pers.), (A) (originale, 2016)

❖ Le genre *Rhizophidium*

Cette espèce de *Rhizophidium* à zoospores a été identifiée sur l'espèce de *Helicotylenchus*. Le concept morphologique est un thalle simple, composé d'un monocentrique, épidente, sphérique, sporanges multipore portant un axe rhizoidal, simple branches, et une épibiontes reposant (Clements et al., 1931).

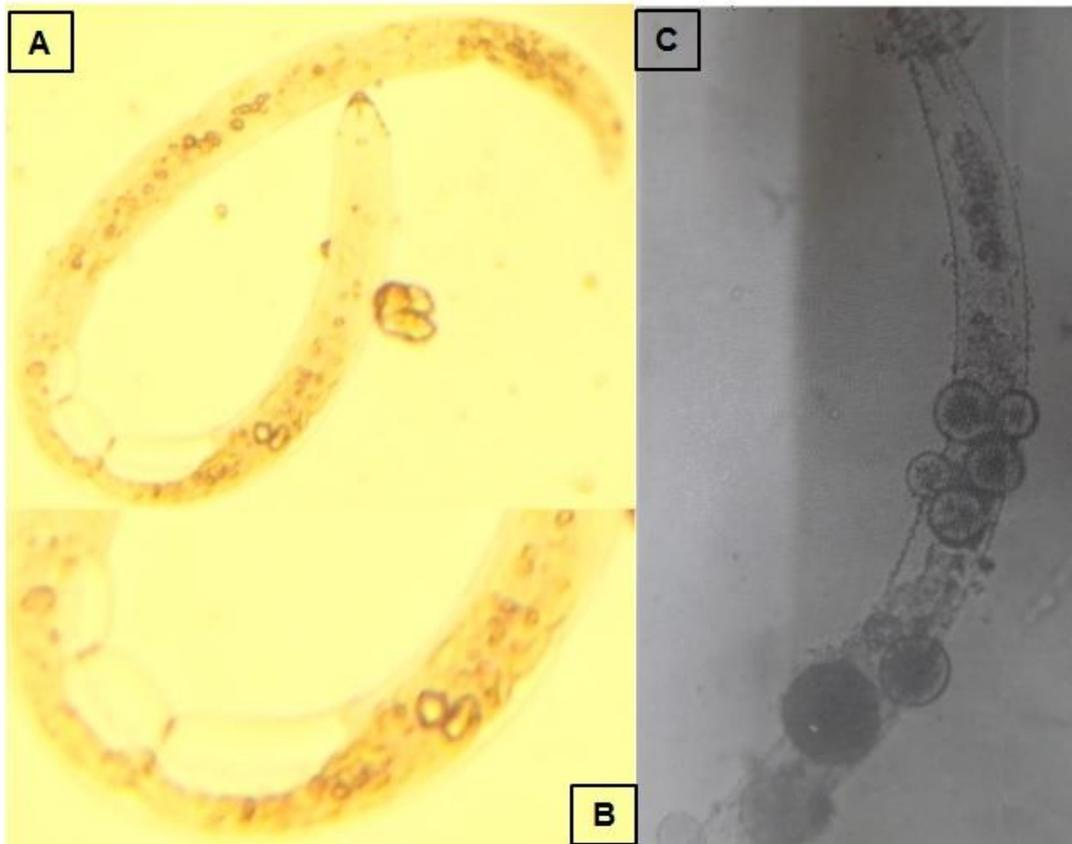


Fig. 16 Nématode *Helicotylenchus* infecté par *Rhizophidium* (Gx400)
(A) et (B) Originale (2016) (C) zoospores (Esser, 1981)

❖ Le genre *Lagenidium*

Les zoospores du genre *Lagenidium* sont différenciées avec des pro-sporanges. Elles migrent séparément à travers le tube de sortie et devenir agrégée dans une masse dans son enflée et d'où ils enfin échapper et passer à travers une deuxième période d'essaimage. La reproduction est principalement par le biais de zoospores qui sont flagellés. Ils sont libérés à l'extérieur par tubes longs et souvent enroulées sortie (Barron., 2013).

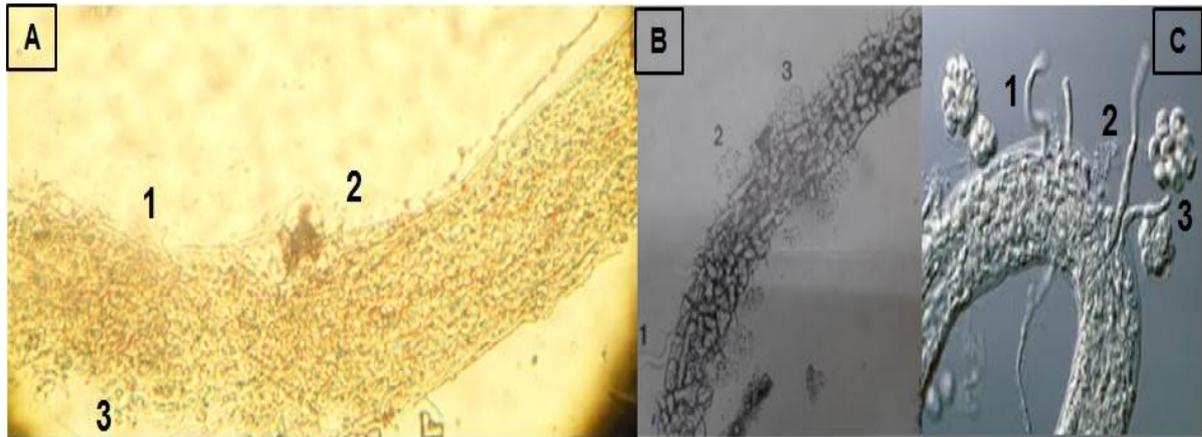


Fig. 17 : Nématode *Xiphinema* infecté par *Lagenidium* (Gx400) ;

(A, B) : partie de *Xiphinema* (originale, 2016), (1) évacuation de tube ; (2) libération des zoospores ; (3) zoospores (Esser, 1981) (C) : Clé (Barron, 2013).

II.1.2. Les champignons ectoparasites (prédateurs)

Les champignons prédateurs appartiennent à plusieurs genres d'*Hyphomycètes*, ces champignons qui ont la capacité de prendre au piège les nématodes et de s'en nourrir. Ils diffèrent les uns des autres par leur mécanisme de piégeage qui peuvent être des pièges en réseaux, en anneaux, en boutons collants ou en spires. Ces Champignons sont présents naturellement dans le sol (Cayrol, 1980). Les champignons prédateurs déterminés dans ce travail sont répartis en trois familles (Moniliaceae, zoopagaceae, Mucoralaceae) .

II.1.2.1. Famille des *Moniliaceae*

❖ *Arthrobotrys dactyloïdes* ce champignon montre la croissance des hyphes significativement plus lente et plus dense que la plupart des espèces qui développent des réseaux comme *A. oligospora*. Au-dessus de son mycélium non ramifié, conidiophores 200-400 µm, il porte des groupes de 4 à 10 de cellules ellipsoïde allongée légèrement incurvée de (32-45 µm) de long et de (6-10 µm) de large. Conidies environ 5 µm à long stérigmates. Les deux cellules d'une conidie sont d'environ la même taille. Cultures âgées se développent séparément, jaune, sphérique, jusqu'à 15 µm de grandes chlamydozoospores (Drechsler, 1937 et Haard, 1968).

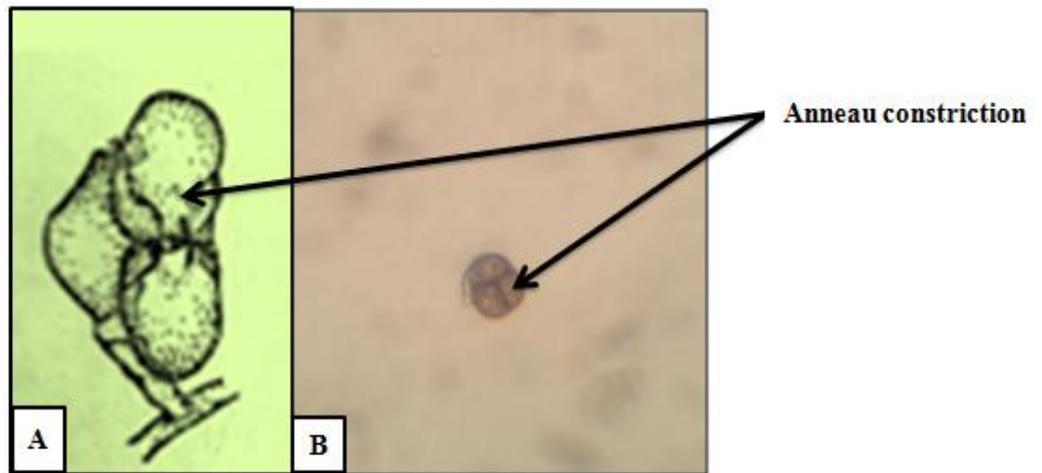


Fig.18 : Morphologie d'*Arthrobotrys dactyloides*

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

- ❖ ***Arthrobotrys oligospora*** ce champignon présente des conidiophores longs, minces, simples, hyalins légèrement élargis au sommet où les spores apparaissent. Il est caractérisé par un petit réseau prédateur, les conidies sont hyalines subdivisées en deux cellules qui sont oviformes rectangulaires. La portion du conidiophore est dénudées, les conidies se regroupent et constituent une forme de bouquet (**Barnet et Hunter, 1998**).



Fig. 19 : Morphologie d'*Arthrobotrys oligospora*

A: Clé de Buyck (1986) ; **B, C**: originale (2016) (Grx250)

1: Chlamydiospores ; 2: hyphes

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

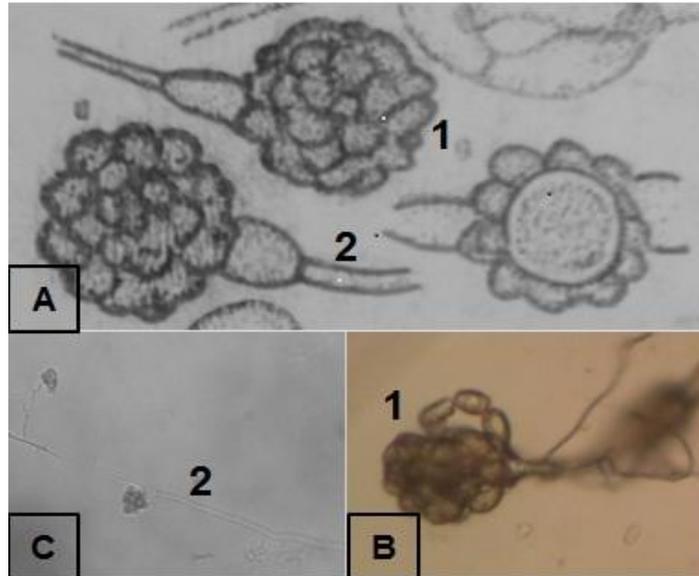


Fig. 20 Morphologie d'*Arthrobotrys musiformis*

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

1 : Chlamidiospore ; 2 : Hyphe

❖ ***Dactylella ellipsospora*** est une espèce qui présente des boutons adhésifs pédonculés après germination des conidies (Buyck, 1986).

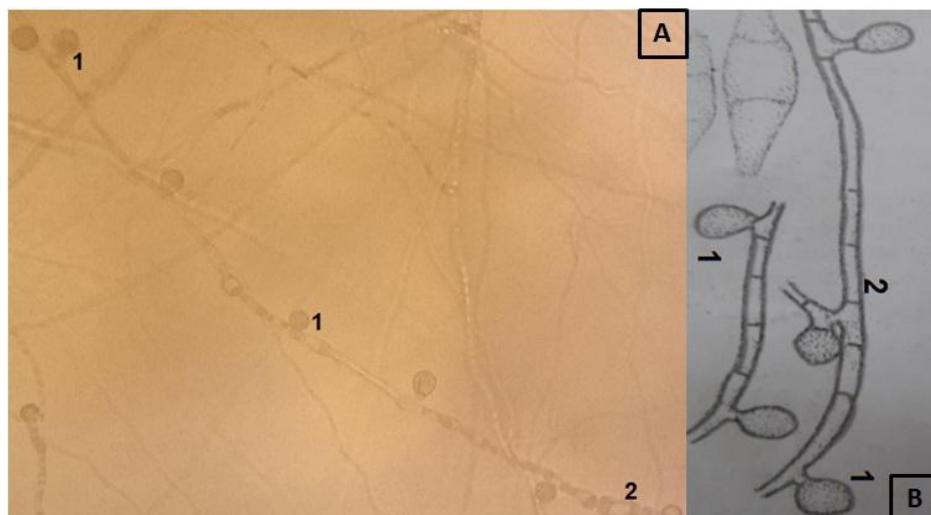


Fig.21 : Morphologie de *Dactylella ellipsospora*

A: originale (2016) (Grx250) ; **B**: Clé (Buyck,1986)1: Conidie ; 2:Hyphe

- ❖ ***Dactylella doedycoides*** : est espèce considérée comme saprophytes. Les hyphes végétatifs rampante, conidiophores clairsemées dressées, simple, cloisonnées ou non cloisonnées, lisse, hyaline. Les conidies supportées individuellement à l'apex de conidiophores, ellipsoïdale ou cylindrique, unicellulaires au premier abord, plus tard elle peut avoir deux à plusieurs cloisons, hyaline (**Grove, 1884**).



Fig. 22 : Morphologie de *Dactylella doedycoides*
A, B : Originale (2016) (Grx250) ; C : Clé (Buyck,1986)

- ❖ ***Cephalosporium balanoides*** : espèce d'hyphomycète parasite des nématodes. Elle présente des grandes conidies (**Buyck, 1986**).

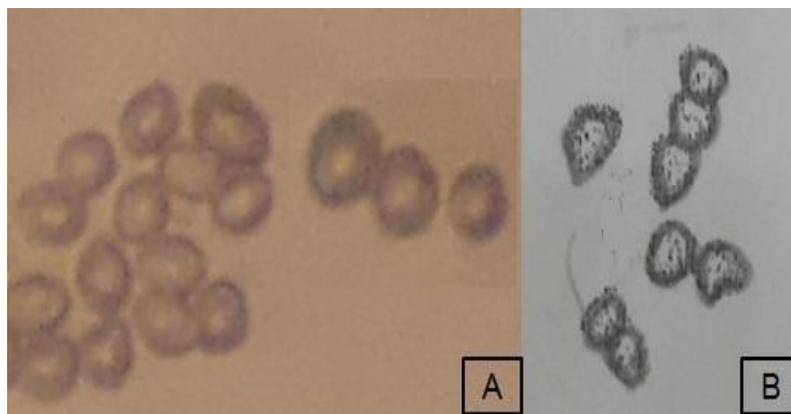


Fig. 23 : Morphologie de *Cephalosporium balanoides*
A : Originale (2016) (Grx250) ; B : clé (Buyck,1986)

❖ *Harposporium lillipotianum* c'est une espèce qui présente des chlamydozoospores. Ils peuvent parasiter les nématodes et les rotifères vivant en liberté dans des conditions naturelles. Cette espèce infecte les nématodes par conidies ingérées, et l'infection est initiée par logement de conidies dans la cavité buccale, de l'œsophage, ou de l'intestin, (**Lohde ,1874**).

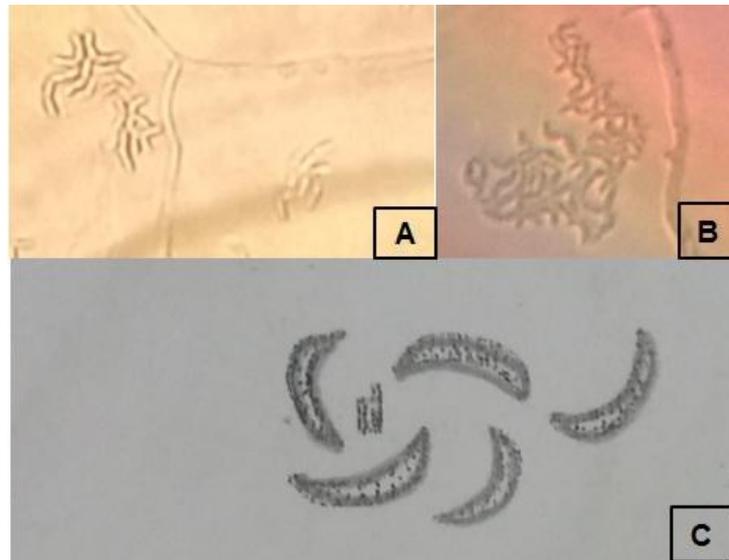


Fig. 24 : Morphologie d'*Harposporium lillipotianum*

A, B : Originale (2016) (Grx250) ; **C** : Clé (Buyck,1986)

❖ *Acrostalagmus sp*, espèce avec des fragments de branche fertiles possédant des conifères (phialides) et des conidies (**Buyck ,1986**).

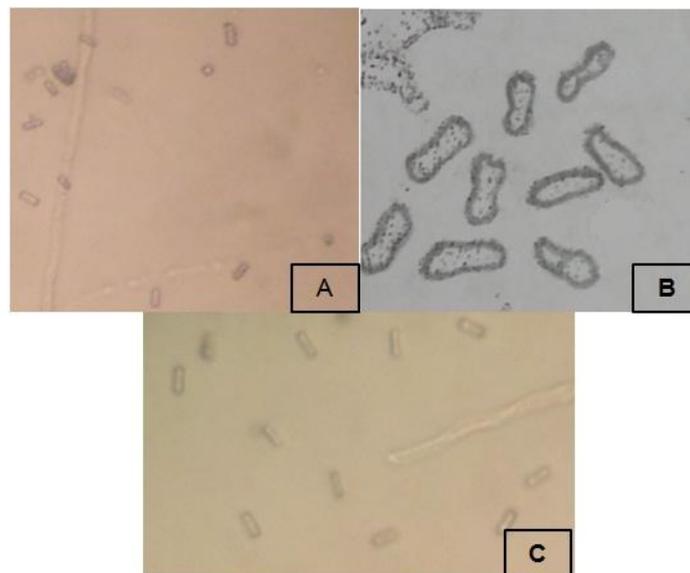


Fig. 25 Morphologie d'*Acrostalagmus sp*

A, C : originale (2016) (Grx250) ; **B** : Clé (Buyck,1986)

- ❖ ***Acrostalagmus goniodes***, espèce qui présente des branches fertiles avec phialides qui donne des conidies (**Buyck, 1986**).

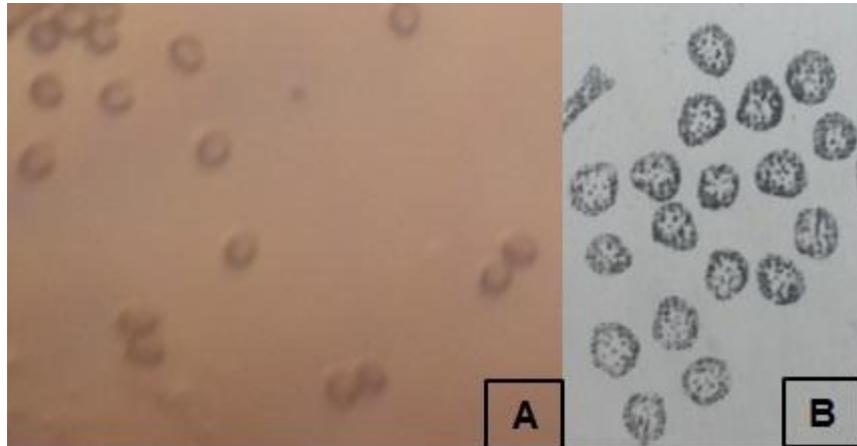


Fig. 26 Morphologie d'*Acrostalagmus goniodes*

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

II.1.2.2. Famille des *Mucoraceae*

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

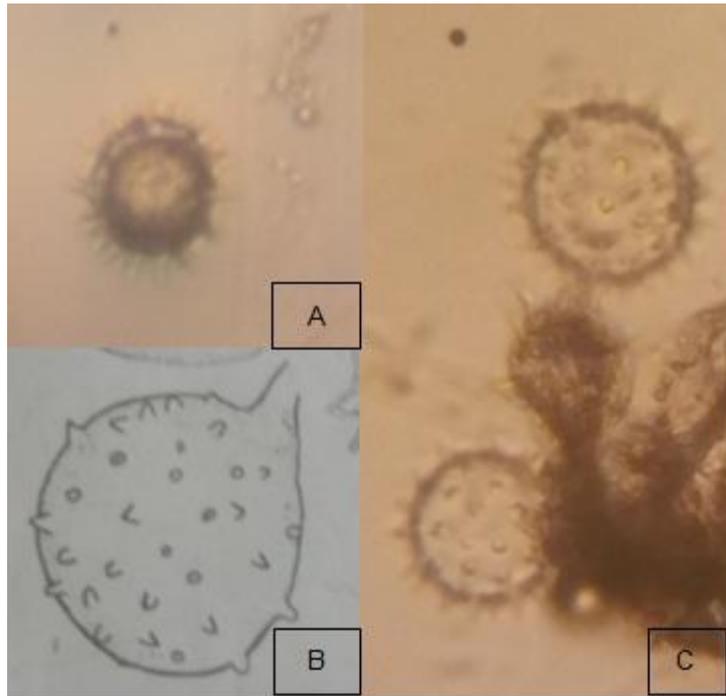


Fig. 27 Morphologie de *Rhopalomyces elegans*, columelles
A, C : Originale (2016) (Grx250) ; **B** : Clé (Buyck,1986)

II.1.2.3. Famille des *Zoopagaceae*

❖ ***Stylopage cephalote*** C'est une espèce qui possède des conidiophores ramifiés et de larges spores ellipsoïdales. Ce champignon capture les amibes par son hyphe collant et absorbe le contenu des animaux avec son haustoria filamenteux mince (**Bot ,1953**).

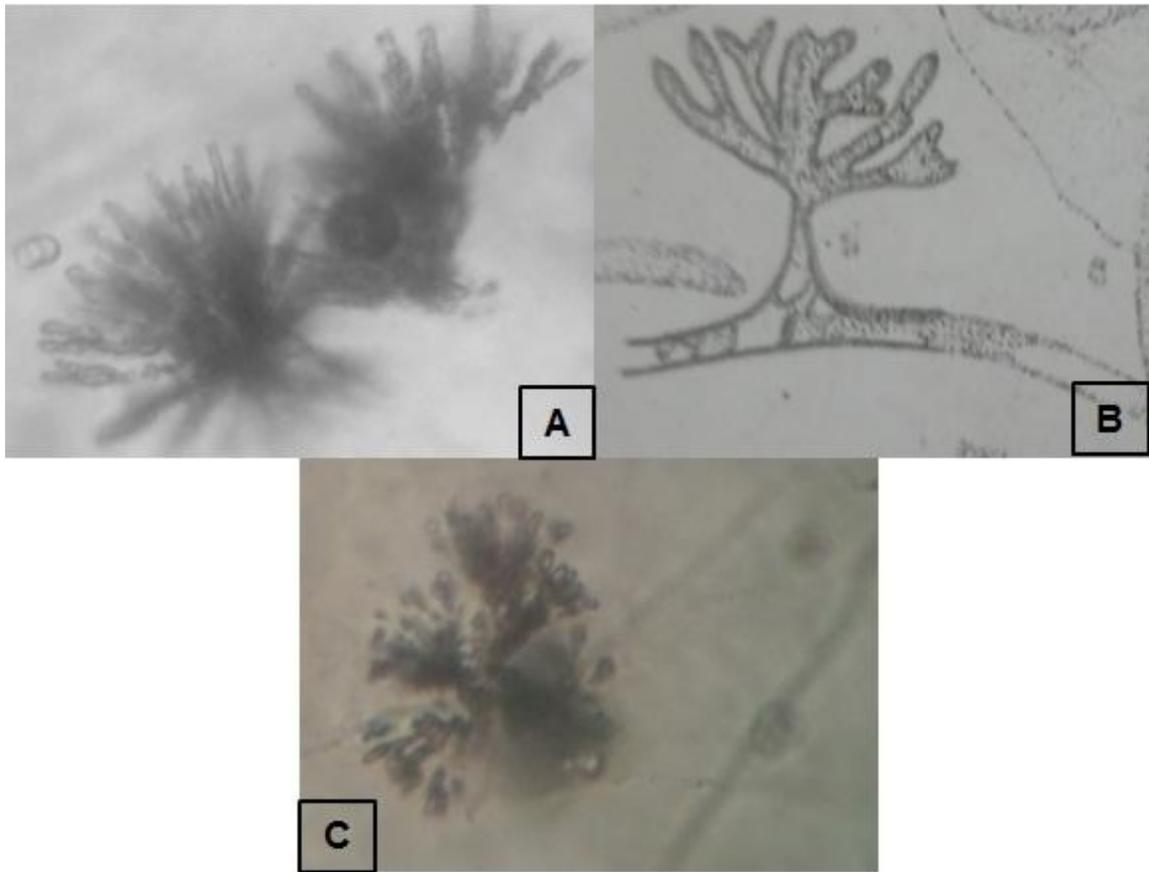


Fig. 28 Morphologie de *Stylopage cephalote*

A, C : originale (2016), (Grx250); **B** : Clé de Buyck (1986)

- ❖ ***Stylopage leiohypha*** c'est une espèce qui présente des conidies et aussi des portions de filament mycélien avec quatre petites masses de substance adhésive (Buyck, 1986).

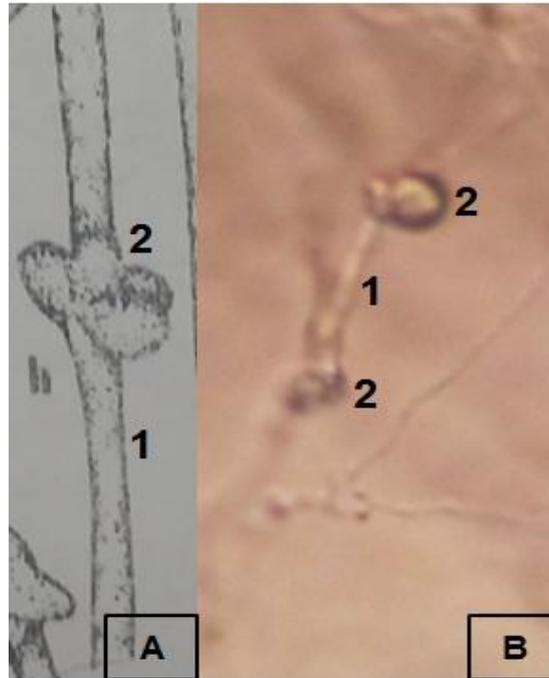


Fig. 29 : Morphologie de *Stylopaga leiohypha*
A : Clé de Buyck (1986) ; **B** : (originale, 2016) (Grx250)
1 : Filament mycéliens ; **2** : Substance adhésive (bouton)



Fig.30 : Nématode bactérivore piégé par le genre *Arthrobotrys* (originale, 2016)

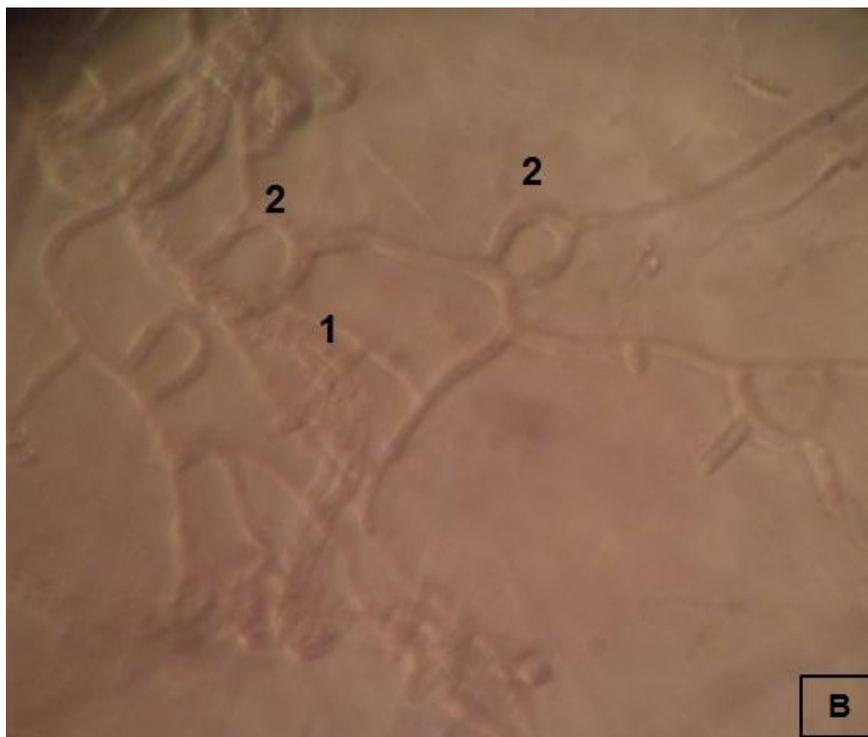


Fig. 31 : Nématode piégé par des mailles (originale ,2016)

1 : Nématode ; 2 : réseaux de mailles

II.2. Evolution temporelle des champignons nématophages dans les sols viticoles

Les résultats (fig. 32) montrent que le taux moyen de développement des champignons prédateurs varie en fonction du temps. Les champignons apparaissent 24 h (T1) après ensemencement du sol dans le milieu PDA. Toutefois, les taux enregistrés sont très faibles (13.85%). Ils augmentent progressivement au cours du temps pour atteindre leur maximum le dernier jour des observations (T13) le taux consigné est (62.37%).

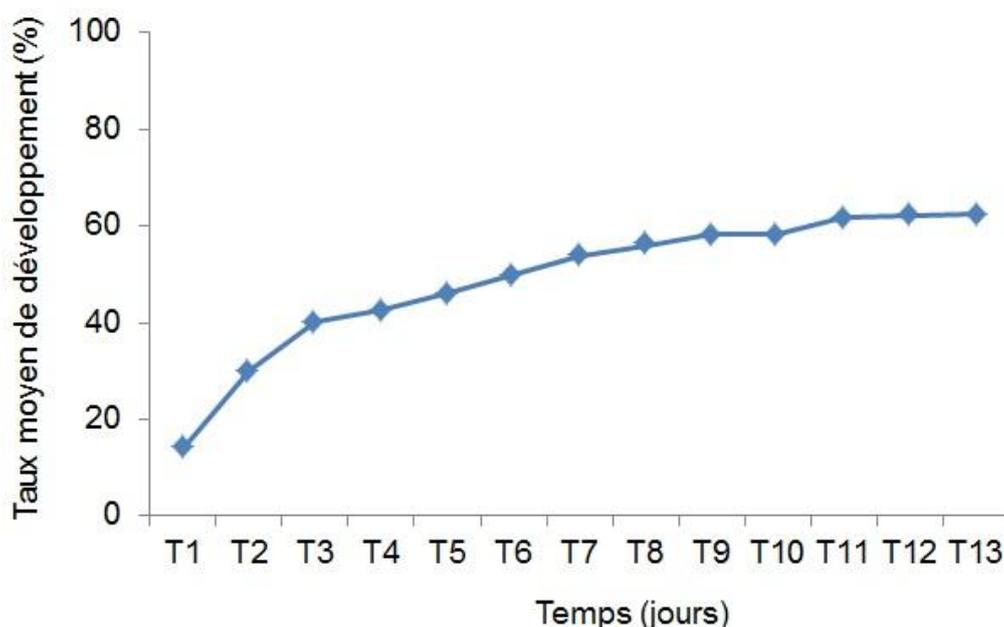


Fig. 32 : Développement des champignons en fonction du temps

II.3. Variation temporelle des familles de champignons nématophages dans les sols viticoles.

Les résultats (fig.33) montrent que le taux moyen du développement des familles de champignons nématophages varie en fonction du temps. Les trois familles sont apparues dans le milieu 24h après inoculation. Les champignons de la famille des *Zoopagaceae* (*Stylopage cephalote*, *Stylopage leiohypha*) ont montré une croissance assez importante après 24 et 48h comparée à ceux des deux autres familles *Moniliaceae* (*Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys dactyloides*, *Dactylella ellipsospora*, *Dactylella*

doedycoides, *Acrostalagmus sp*, *Acrostalagmus goniodes*, *Cephalosporium balanoides*, *Harposporium lilliputianum*) et *Mucorolaceae* (*Rhopalomyces elegans*, *Helicocephalum oligosporum*). Les taux de développement respectifs de ces dernières familles sont de (20,75 et 39,31%) ; (13,60 et 30,60%) ; (8,25 et 20,62%). Après le 3^{ème} et 4^{ème} jour les trois familles ont montré la même évolution avec des taux qui avoisine les 40%. A partir du 5^{ème} jour la croissance des *Mucorolaceae* et *Moniliaceae* dépasse celle des *Zoopagaceae*. En effet, le développement les deux premières familles ont présenté la même tendance. Leur évolution se fait progressivement dans le temps, elle atteint plus de 66% le dernier jour des observations. Quand à la famille des *Zoopagaceae* sa croissance se fait lentement. Elle aborde les 53% le 13^{ème} jour.

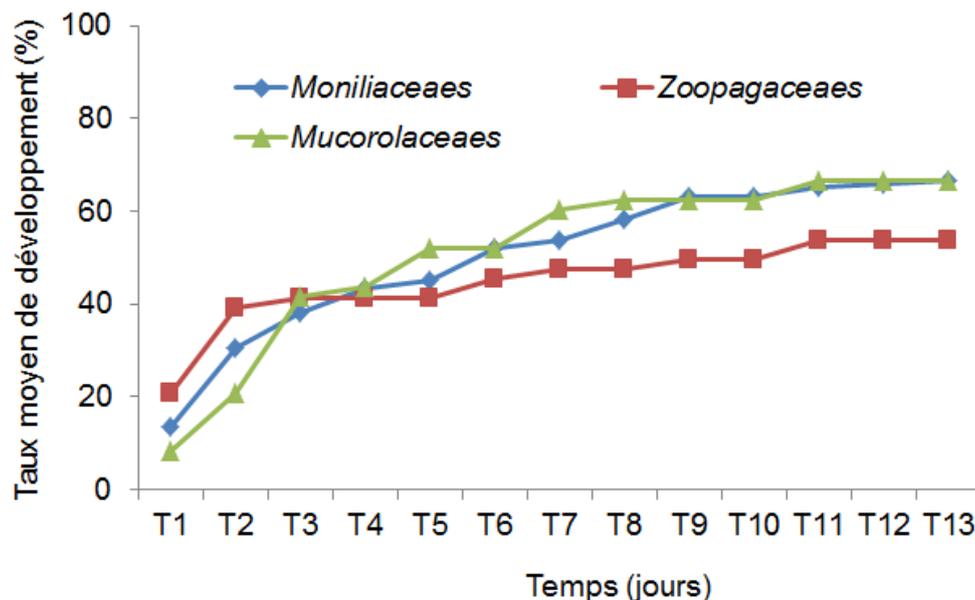


Fig.33 : Variations temporelles du développement des familles de champignons

II.4. Fréquence des champignons prédateurs dans les zones d'étude

Les résultats portés sur la figure (34) montrent que parmi les trois espèces d'*Arthrobotrys oligospora* est la plus fréquente. Elle a été identifiée dans toutes les stations (100%), suivi par *A. musiformis* (87,5%) son absence a été enregistrée que dans les sols viticoles de Blida. Alors qu'*A. dactyloides* est faiblement représenté (37,5%). Cette espèce a été détectée que dans trois sites (Tassala, Chaiba et Médea). Par ailleurs, *Rhopalomyces elegans* montré une fréquence comparable à celle d'*A. musiformis* (87,5%).

En ce qui concerne les deux espèces de *Dactylella*, nous notons que *D. ellipsospora* est la fréquente (75%) comparé à *D. doedycoides* (37,5%).

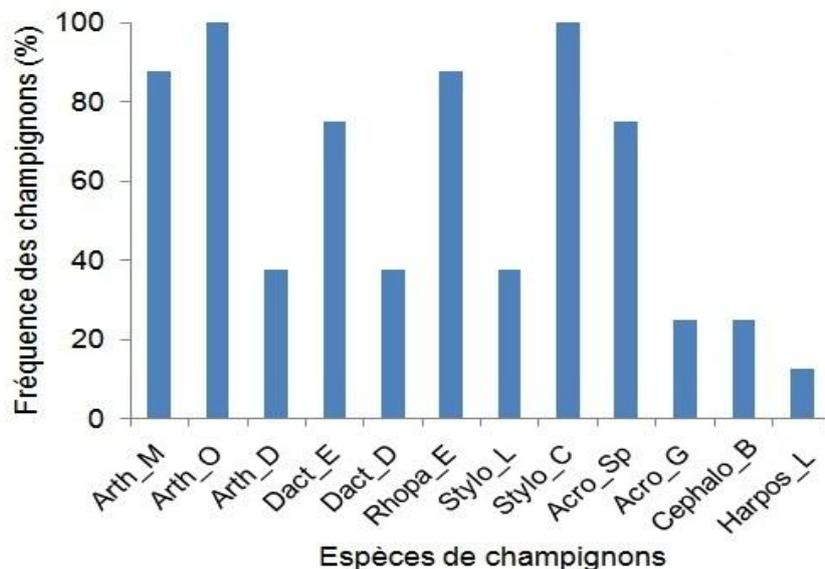


Fig. 34 : Fréquence d'isolement des espèces de champignons identifiés dans les régions

Quand aux deux espèces de *Stylopage* ; *Stylopage cephalote* est présente dans toutes les zones prospectées (100%) alors que *S. leiohypha* sa présence a été limité à trois sites (Chaiba, Médéa et Blida). Pour le champignon *Acrostalagmus* ; l'espèce *A. goniodes* n'a été signalé que dans les régions intérieures (Ben chicao et Médéa) par contre la deuxième espèce *Acrostalagmus sp.* Est plus fréquente (75%). Les deux dernières espèces de champignons *Cephalosporium balanoides* et *Harposporium lilliputianum* ont dévoilé de très faibles fréquences. Elles sont respectivement de 25 et 12,5%.

II.5. Répartition des champignons nématophages dans les stations prospectées

Les résultats obtenus révèlent la présence de 14 espèces de champignons nématophages dans les sols viticoles des zones prospectées. Ils sont représentés par (*A. oligospora*, *A. musiformis*, *A. dactyloides*, *D. ellipsospora*, *D. doedycoides*, *Acrostalagmus sp.*, *A. goniodes*, *H. lilliputianum*, *C. balanoides*, *S. cephalote*, *S. leiohypha*, *R. elegans*). Pour réaliser l'analyse multivarié (ACP) nous n'avons pas considéré les espèces de champignons peu fréquent (rencontrés dans une seule station) comme *harposporium I* et *Harpos B*.

L'analyse montre que les deux premiers axes de l'ACP expliquent plus de 55 % de l'information. En effet, l'analyse des taux de présence des espèces de champignons nématophages identifiés explique l'affinité de certain taxon par rapport aux zones prospectées (Fig.35). La classification hiérarchique ascendante et le calcul de distance Euclidien sur la base de similarité de (-3) ont défini deux groupes hétérogènes (Fig.36).

Le premier groupe rassemble les trois sites (Tassala, O. Alleug, Mouzaia et Fouka) qui sont caractérisés en général par la présence dans leur sol de six espèces de champignons (*A. oligospora*, *A. musiformis*, *D. doedycoides*, *R. elegans*, *S. cephalote*, *Acrostalagmus* sp). Toutefois, *A. oligospora* abonde dans le sol de ces régions.

Le deuxième groupe réuni les espèces *A. goniodes* et *A. dactyloides* dans les stations de Chaiba, Médea et Benchicao.

En ce qui concerne la zone de Blida vu sa position loin des espèces accuse sa faible richesse (6 taxas) dont les taux de présence sont moyennement faible.

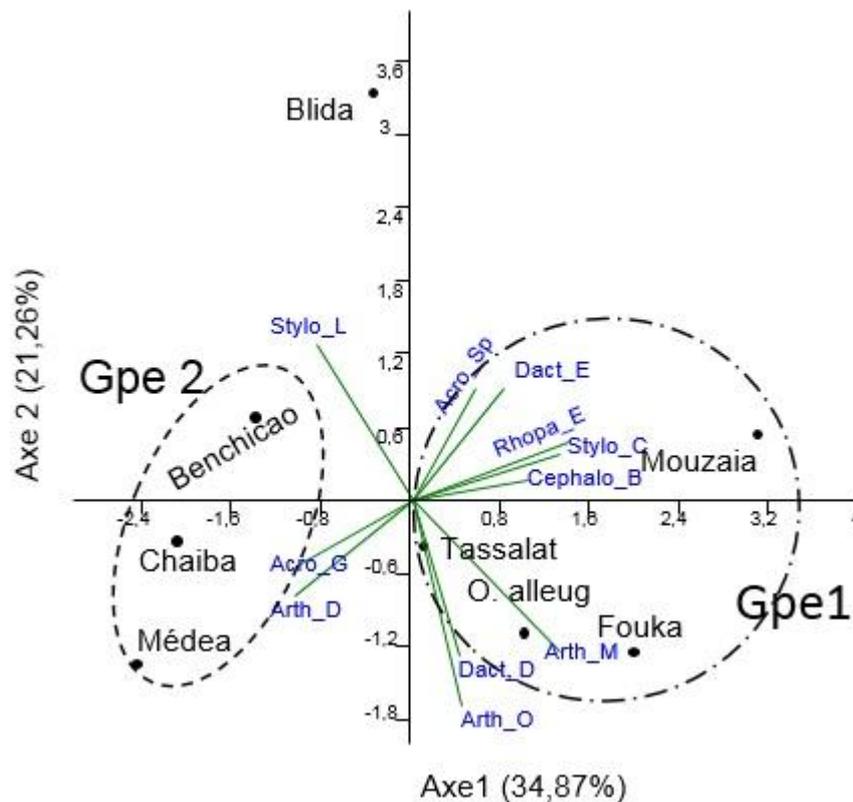


Fig.35 : L'analyse multivariée (ACP) de la structure des champignons dans les sites prospectés.

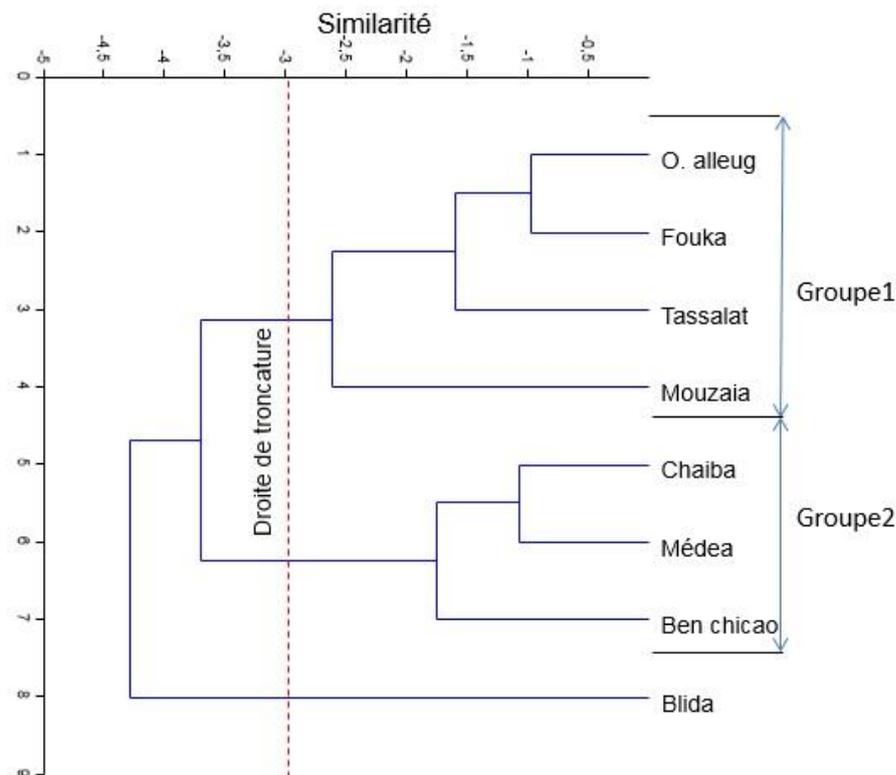


Fig. 36 : Classification ascendante hiérarchique (CAH) de la structure des champignons dans les sites prospectés.

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

Les résultats (Fig.37) montrent que les familles des champignons nématophages varient en fonction des régions. L'analyse statistique (test Kruskal-Wallis) a révélé des différences significatives quand au développement des familles de champignons dans les sols des stations prospectées. Les probabilités pour les *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* sont de ($p=0.0007$; $p<1\%$), pour les *Mucorolaceae* ($p=0.01$, $p<0.05$). En général, nous avons enregistré l'abondance de la famille du *Mucorolaceae* (>50%) dans 62,5% des sites. Des taux de présence de 100% sont signalés dans les régions de Blida, Mouzaia, Oued allègue et Fouka. Par contre cette famille est absente dans les sols de la région de Chaiba et elle est faiblement représentée dans les régions de Médéa et Benchicao. Les taux moyens sont de 33%.

Quand à la famille des *Moniliaceae* nous avons noté sa présence dans toutes les régions. Cependant, cette famille est abondante dans les sols de Fouka,

Mouzaia, Blida et Oued allègue. Les taux sont supérieurs à 70%. Par contre, elle est faiblement représentée dans les zones de Benchicao (38%) et Médéa (49%).

En ce concerne la famille des *Zoopagaceae* sa présence est à 100% dans les régions de (Fouka et Mouzaia). Alors que dans 62,5% des sites elle est faiblement signalée. Les taux moyens sont de 33% (Tassala, Oued allegue, Benchicao et Chaiba).

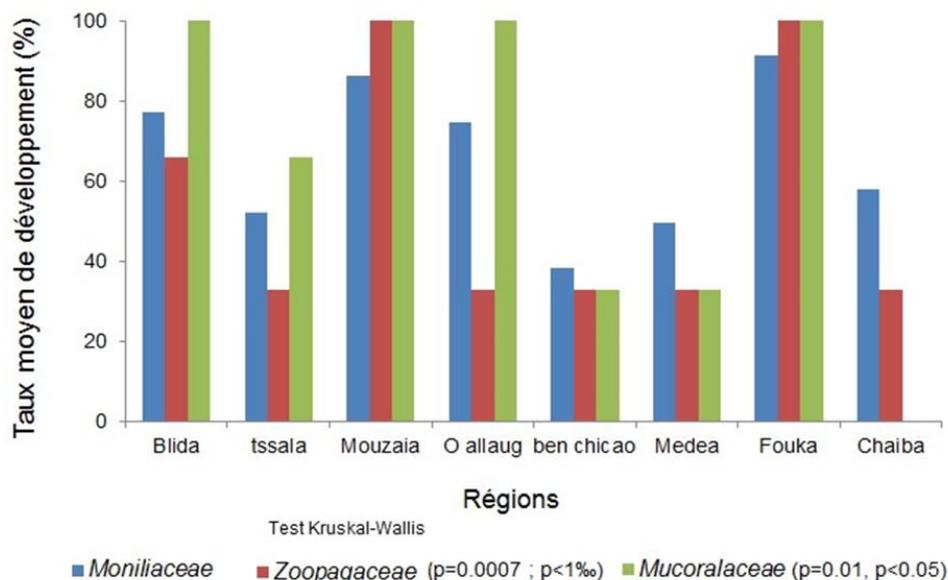


Fig. 37 : Répartition des familles de champignons nématophages en fonction des régions

II.7. Répartition des familles des champignons nématophages en fonction des biotopes

Les résultats (fig. 38) (montrent que les familles des champignons nématophages varient en fonction des biotopes. L'analyse statistique ANOVA (One-Way) montre des différences très significatives, les probabilités associées sont de ($p=0,003$, $p=0,007$ et $p=0,03$; $p<0,05$) respectivement pour les *Moniliaceae*, *Zoopagaceae* et *Mucoralaceae*. Les trois familles abondent dans les zones littorales et sub-littorales les taux de développement sont supérieurs à 50%. Alors qu'elles sont faibles dans les régions de l'intérieurs (<45%).

La famille des *Moniliaceae* affiche des taux similaires dans le littoral et sub-littoral. Les taux respectifs sont de (74 et 72%). Par contre les *Mucoralaceae*

dominant dans les zones sub-littorales (91.5%). Cependant cette famille est faiblement représentée dans le littoral et l'intérieure.

En ce qui concerne les *Zoopagaceae* leur développement est plus marqué dans le littoral (66,5%) suivi par le sub-littoral (58%), mais faible dans les zones intérieures (33%).

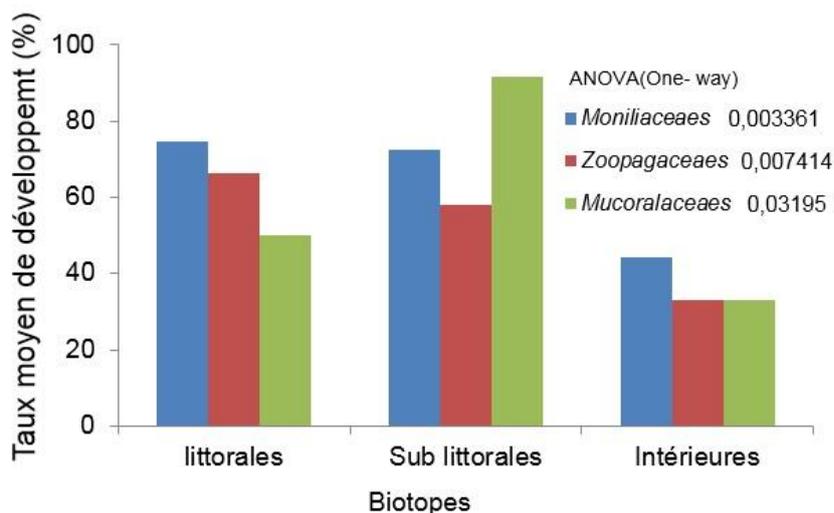


Fig. 38 : Répartition des familles en fonction des biotopes

II.8. Diagnostic écologiques des champignons nématophages dans les régions d'études

Dans cette partie nous avons réalisé une analyse des indices écologiques pour caractériser les communautés de champignons dans les stations 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, (fig 39).

II.8.1. Indice de diversité de Shannon (H')

Les valeurs de l'indice de Shannon varient de (1.68 à 2.09) avec une probabilité de Kruskal-Wallis de ($p=2.74 \cdot 10^{-2}$). La diversité du peuplement des champignons nématophages la plus élevée (fig. 36) est signalée dans la station de Médéa (2.09), suivi par celle de Tassala (2.08). Cependant, la plus faible est enregistrée dans la station de Chaiba (1.68), (fig 39).

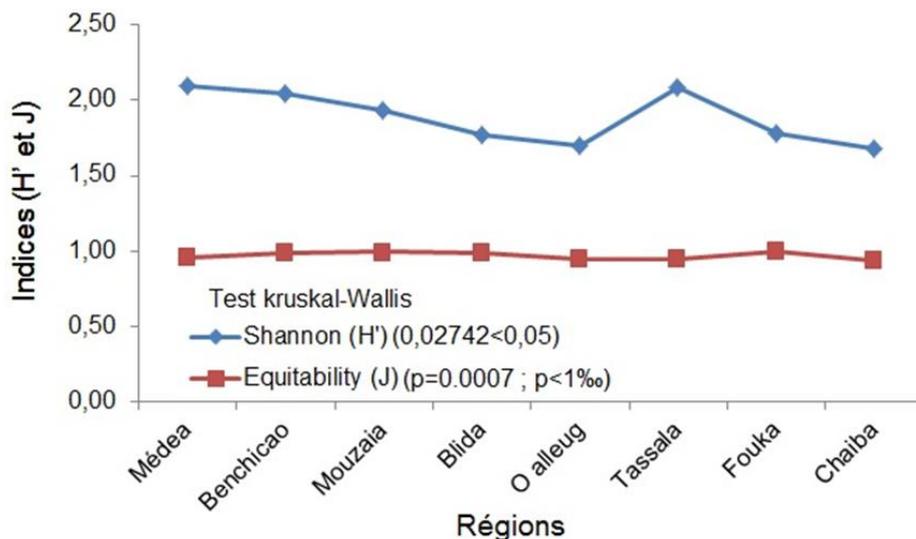


Fig. 39 : Variation des indices de diversité (H') et Equitability (J) en fonction des régions

II.8.2. 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 36). La valeur la plus élevée est signalée dans la région de Mouzaia et Fouka (0,99). D'après le test de Kruskal-Wallis l'indice d'Equitabilité varie significativement entre les stations, avec une probabilité de ($p=7.78 \cdot 10^{-4}$), (fig.39).

II.8.3. Richesse spécifique (RS)

En considérant la richesse totale (fig. 40) les régions (Médéa et Tassala) renferment le nombre le plus élevé d'espèces de champignons (9), suivi par Benchicao (8 espèces). Cependant, le plus faible nombre de champignons nématophages est signalé dans les régions de Blida, Mouzaia, Fouka, Chaiba avec 5 espèces. La richesse spécifique varie significativement en fonction des régions. La probabilité est de ($p=3.57 \cdot 10^{-2}$).

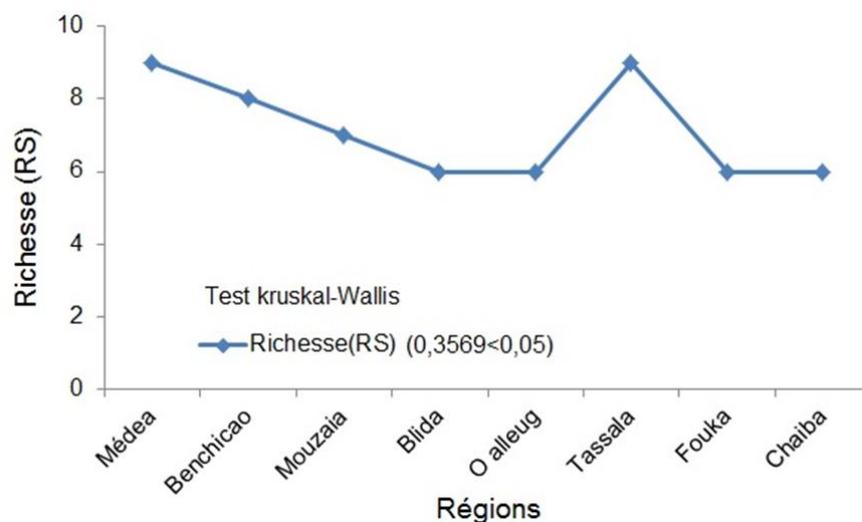


Fig. 40 : Indice de Richesse (RS) en fonction des régions

Pour évaluer l'influence des taux d'humidité du sol sur les espèces de champignons nous avons choisi l'analyse de corrélation (tableau1). Sur le tableau (1), 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 bleu. Les cases en blanc indiquent les corrélations entre les différents champignons nématophages.

Le tableau (1) montre en général des corrélations négatives marginales avec l'humidité et le champignon nématophage Dact_E. Le coefficient de Pearson « r » est de -0,74. La probabilité associée est de (p=0,05).

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

	Humidités	Arth_M	Arth_O	Arth_D	Dact_E	Dact_D	Rhopa_E	Stylo_L	Stylo_C	Acro_Sp	Acro_G	Helico_O	Cephalo_B	Harpos_L	Harpos_B
Humidités	0,00	0,21	0,49	0,41	0,05	0,23	0,45	0,46	0,72	0,71	0,76	0,76	0,53	0,51	0,76
Arth_M	0,54	0,00	0,05	0,66	0,61	0,15	0,29	0,03	0,37	0,73	0,50	0,50	0,35	0,92	0,50
Arth_O	0,31	0,76	0,00	0,37	1,00	0,41	0,86	0,26	0,74	0,78	0,12	0,12	0,41	0,58	0,12
Arth_D	-0,37	-0,21	0,40	0,00	0,52	0,41	0,12	0,89	0,24	0,27	0,58	0,58	0,89	0,12	0,58
Dact_E	-0,74	-0,24	0,00	0,29	0,00	0,99	0,80	0,42	0,31	0,58	0,40	0,40	0,70	0,39	0,40
Dact_D	0,53	0,60	0,37	-0,37	0,00	0,00	0,31	0,45	0,35	0,44	0,60	0,60	0,45	0,60	0,60
Rhopa_E	0,35	0,47	0,08	-0,64	0,12	0,45	0,00	0,88	0,14	0,17	0,35	0,35	0,55	0,90	0,35
Stylo_L	-0,33	-0,79	-0,50	0,06	0,37	-0,35	-0,07	0,00	0,94	0,96	0,60	0,60	0,45	0,60	0,60
Stylo_C	-0,17	0,40	0,16	-0,51	0,45	0,42	0,62	-0,04	0,00	0,59	0,47	0,47	0,35	0,47	0,47
Acro_Sp	0,17	0,16	-0,13	-0,48	-0,26	-0,35	0,58	0,02	0,25	0,00	0,81	0,81	0,15	0,81	0,81
Acro_G	-0,14	-0,31	-0,65	-0,26	-0,38	-0,24	-0,42	-0,24	-0,33	-0,11	0,00	0,00	0,60	0,72	0,00
Helico_O	-0,14	-0,31	-0,65	-0,26	-0,38	-0,24	-0,42	-0,24	-0,33	-0,11	1,00	0,00	0,60	0,72	0,00
Cephalo_B	-0,29	0,42	0,37	0,06	0,18	-0,35	0,27	-0,35	0,42	0,60	-0,24	-0,24	0,00	0,48	0,60
Harpos_L	-0,30	0,05	0,26	0,65	0,38	-0,24	-0,06	-0,24	-0,33	-0,11	-0,17	-0,17	0,32	0,00	0,72
Harpos_B	-0,14	-0,31	-0,65	-0,26	-0,38	-0,24	-0,42	-0,24	-0,33	-0,11	1,00	1,00	-0,24	-0,17	0,00

IV. Discussion

Les sols viticoles ont dévoilé une diversité et une richesse importante en champignons nématophages ; 16 espèces de champignons prédateurs et parasites ont été identifiées dans zones prospectées.

Parmi les parasites les genres *Myzocyttium* et *Lagenidium* ont été identifié sur le nématode de la vigne *Xiphinema*. Le genre *Hirsutella* a été détecté le nématode *Pratylenchus* et le champignon *Rhizophidium* sur le nématode spirale *Helicotylenchus*. Selon **Stirling et Mankau, (1977)** ; **Walter et Kaplan (1990)** ; **Gené et al. (2005)** cité par **Kallel et Labiadh 2010)** les *Myzocyttium*, *Rhizophidium*, *Meria coniospora*, *Haptoglossa heterospora*, *Catenaria anguillulae* sont les principaux champignons parasites des larves de *T. semipenetrans*. Par ailleurs, **Xiang et al. (2010)** affirment que *Hirsutella minnesotensis* a montré un grand potentiel dans le contrôle des nématodes.

Pour les champignons prédateurs 12 espèces ont été isolé de la rhizosphère de la vigne. Nos résultats sont comparables à ceux de Kallel et Labiadh (2010) en Tunisie. Ces auteurs ont détecté 12 souches de champignons prédateurs dans la rhizosphère des Citrus. Selon Gray (1988 in ; Persmark et Jansson, 1997), les champignons nématophages sont communément présents dans les sols agricoles. Divers travaux en Algérie ont signalé la présence de champignon nématophages dans les sols maraichers. Boukhirane (2015) à identifier 10 espèces de champignons nématophages et aussi Rebouh (2014) à identifier 5 espèces. Toutefois la diversité varie selon les régions d'études ; dans la station de Staouali Rebouh (2014) a identifié cinq espèces (*A. musiformis*, *A. dactyloides*, *A. oligospora*, *D. ellipsospora* et *R. elegans*) alors qu'à Douaouda seule espèce *Rhopalomyces elegans* a été signalé ; dans la station de Sidi Ghilles Boukhirane (2015) a constaté six espèces (*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora*, *Rhopalomyces elegans*, *Torula herbarum*, *Beauveria bassiana* et *Botrytis cinerea*) alors qu'à Hadjret Enouss sept espèces (*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora*, *Torula herbarum*, *Beauveria bassiana* et *Botrytis cinerea*, *Dactylella ellipsospora*, *Cladosporium cladosporioides*) et pour la region d'Oued Sebt neuf espèces (*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora*, *Torula herbarum*, *Beauveria bassiana* et *Botrytis cinerea*,

Rhopalomyces elegans, *Cephalosporium balanoides*, *Arthrinium phaeospermum*, *Cladosporium cladosporioides*, *Dactylella ellipsospora*).

Les champignons prédateurs les plus fréquents dans les sols viticoles sont représentés par *Arthrobotrys oligospora* et *Stylophage cephalote*. Ils ont été présents dans toutes les stations (100%). Ils sont suivis par les champignons observés dans plus de 70% des zones (*A. musiformis*, *Rhopalomyces elegans*, *D. ellipsospora* et *Acrostalagmus sp.*). Jaffee (2004); Farrell *et al.* (2006) cité par Zhang *et al.* (2013) affirment qu'*Arthrobotrys oligospora* est le champignon prédateur le plus abondant dans les milieux naturels. Dans les sols du Citrus Kallel et Labiadh (2010) ont signalé la fréquence des espèces du genre *Arthrobotrys* (*A. conoides*, *A. dactyloides*, *A. oligospora*, *A. arthrobotryoides*, *A. javanica*, *A. superba* et *A. musiformis*). En Algérie les travaux réalisés sur les champignons prédateurs qui évoluent dans les sols maraîchers révèlent que la fréquence des espèces de champignons varie en fonction des stations. En effet Rebouh (2014) a enregistré la fréquence de *Dactylella ellipsospora* et *Rhopalomyces elegans* dans les sols de Staouali. ; Boukhirane (2015) a enregistré la fréquence d'*Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys oligospora* et *Rhopalomyces elegans* dans les sols de Sidi Ghilles ; et aussi *Arthrobotrys oligospora*, *Arthrobotrys musiformis* dans les sols de Hadjret Ennos ; *Arthrobotrys musiformis* et *Arthrobotrys oligospora* dans la région d'Oued Sebt.

L'analyse de l'ACP explique l'affinité de certains taxons par rapport aux zones prospectées. En effet, un nombre élevé de champignons prédateurs (6 espèces) a été enregistré dans les zones sub littorales « Tassala, O. Alleug, Mouzaia et Fouka ». Il est probable que les conditions du milieu contribuent dans le développement de ces derniers. Les travaux de Kallel *et al.* (2008) affirment que les champignons hyphomycètes présentent une grande adaptation environnementale avec leur milieu.

Les champignons prédateurs identifiés dans la rhizosphère viticole sont répartis en trois familles « *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* ». Ces familles se sont montrées ubiquistes dans les stations viticoles étudiées. Selon Pelouille (1981) les Hyphomycètes prédateurs sont largement répandus à travers le monde, sous toutes les latitudes et à des altitudes variant de 0 à 2 000 mètres. Par ailleurs, le développement de ces familles varie sensiblement selon les

biotopes. Les *Mucorolaceae* et *Moniliaceae* ont dévoilé un bon développement par rapport aux *Zoopagaceae*. Cette différence dans l'évolution 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 stations de Médéa et de Tassala. Alors que la communauté microbienne de Mouzaia et Fouka accuse un bon équilibre dans sa répartition. Il serait probable que 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. Cette hypothèse est appuyée par divers investigations ; Xiang *et al.* (2010) affirment que les facteurs environnementaux affectent fortement l'activité des micro-organismes du sol. La température du sol, l'humidité et la texture, agissent sur la colonisation, la multiplication, l'activité, et la propagation des micro-organismes dans le sol (Keller et Zimmermann, 1989 in ; Xiang *et al.*, 2010). Selon Jaffee *et al.* (1994 in ; Xiang *et al.*, 2010) les amendements organiques stimulent l'activité de certains champignons nématophages dans le sol.

Effet de l'humidité sur le développement des espèces de champignons nématophages a été évalué par l'analyse de corrélation. L'analyse a révélé que seule l'espèce *Dactylella ellipsospora* est affectée par l'humidité. Ce champignon à montrer une corrélation négative avec ce facteur. L'humidité du sol influence la croissance fongique et la sporulation (Studdert et Kaya, 1990 in ; Xiang *et al.*, 2010). Les taux élevée d'humidité du sol réduisent le développement, la sporulation et peuvent inhiber la dissémination des spores fongiques (Timper *et al.*, 199 in ; Xiang *et al.*, 2010).

Conclusion et perspectives

Conclusion Générale

Conclusion :

Au terme de ce travail, Les sols viticoles ont dévoilé dans la rhizosphère viticole de différents biotopes une diversité et une richesse importante en champignons nématophages ; **16** espèces de champignons prédateurs et parasites ont été identifiées.

Les champignons endoparasites sont représentés par les genres *Myzocyttium*, *Lagenidium*, *Rhizophidium* et *Hirsutella*. Ils ont été identifiés sur les nématodes phytophages des genres *Xiphinema*, *Pratylenchus* et *Helicotylenchus*.

Les champignons prédateurs sont nombrés de **12** espèces ont été isolé de la rhizosphère de la vigne. Ils sont *Arthrobotrys dactyloïdes*, *A. oligospora*, *A. musiformis*, *Dactylella ellipsospora*, *D. doedycoïdes*, *Cephalosporium balanoides*, *Harposporium lilliputianum*, *Acrostalagmus sp*, *A. goniodes*, *Rhopalomyces elegans*, *Stylopage cephalote*, *S. leiohypha*. Parmi ces champignons les plus fréquents dans *A. oligospora* et *S. cephalote*. Ils ont été présents dans toutes les stations (100%). Ils sont suivi par les champignons observés dans plus de 70% des zones (*A. musiformis*, *R. elegans*, *D. ellipsospora* et *Acrostalagmus sp*).

Une certaine affinité a été enregistrée quand à la répartition de ces espèces dans les zones prospectées. En effet, un nombre élevé de champignons prédateurs a été enregistré dans les zones de Tassala, O. Alleug, Mouzaia et Fouka.

Les champignons prédateurs identifiés sont répartis en trois familles « *Mucorolaceae*, *Moniliaceae* et *Zoopagaceae* ». Ils sont ubiquistes dans les stations viticoles étudiées. Toutefois, leur développement varie selon les biotopes.

Le diagnostic écologique révèle que la richesse, la diversité et l'équitabilité des espèces de champignons nématophages varient significativement en fonction les régions d'études. La richesse et la diversité sont élevées dans les stations de Médéa et de Tassala. Alors que la communauté microbienne de Mouzaia et Fouka accuse un bon équilibre dans sa répartition.

Parmi les espèces de champignons prédateurs seule *Dactylella ellipsospora* est affectée par l'humidité. Ce champignon a montré une corrélation négative avec ce facteur.

Conclusion Générale

Les champignons nématophages pourraient avoir un rôle important dans la protection des cultures sensibles contre les nématodes.

Il serait intéressant à l'avenir d'isoler ces champignons et d'étudier leur biologie et les facteurs qui contribuent à leur bon développement et leur sporulation afin de les tester contre les nématodes parasites des cultures stratégiques comme la pomme de terre (*Globodera*), les cultures maraîchères (*Meloidogyne*), la vigne (*Xiphinema*) et le Citrus (*T. semipenetrans*).

Références Bibliographiques

Références bibliographiques

1. **ANONYME SD**, les champignons prédateurs, amis des jardiniers. Horticalia › Wiki Horticulture › Horticulture et Sciences agricoles › Champignons › Champignons prédateurs.html.
2. **ANONYMESD**-Lesnematodes,
http://echangetv.levaentin.free.fr/Cours/Exposes/exposes/agro_nematodes.pdf
3. **ANONYME (a), 2013** - Statistiques agricoles FAO, FAOSTAT. En ligne sur : <http://faostat.fao.org>
4. **BARRON G. L., PERCY J. G., 1975**- Nematophagous fungi: a new *Myzocytiium*, *Canadian Journal of Botany*, 53No. 13, pp. 1306-1309.
5. **BARRON G.L., 2013**-Lagenidium caudatum - external vesicles contain zoospores; <http://hdl.handle.net/10214/5959>.
6. **BARRON G.L., 1977**-the nematode-destroying fungi. Topics in Microbiology, No.1_ Can.Biol.Publ. Guelph, Canada.
7. **BAUJARD, P. (1995)**. Nématodes parasites des cultures pluviales en zone semi-aride. ORSTOM, *Actualités*, 48: pp. 8-14.
8. **BLACKWELL W.H., LETCHER P. M., POWELL M. J., 2014**- Questions regarding genus *Myzocytiium* (*Oomycota*, *Straminipila*) and its species: Variation and identity of specimens in west-central Alabama; Department of Biological Sciences, The University of Alabama, Tuscaloosa, AL 35487, USA, *Phytologia*. 96 No, 2, pp.41-43.
9. **BOUCHET.P., GUIGNAD J.L., POUCHUS Y.F., VILLARD J., 2005**- Les champignons mycologie fondamentale et appliquée ; 2^{eme} édition MASSON, Paris, 191p.
10. **BOUKHIRANE R. ,2015**- Variation des champignons parasites et prédateurs des nématodes à galles Meloidogyne spp (Nematoda, Meloidogynidae) sur cultures maraichères en variation de quelques paramètres ; Faculté des sciences de la nature et de la vie, département de biotechnologie, phytoprotection durable,70p.
11. **BROUWN, L.N. (1933)**. Flooding to control Root-Knot nematode. 1. *Agric. Res.*, 47: pp. 883-888.
12. **BUTLER E.J., 1928** –An account of the genus *Pythium* and some Chytridiaceae; Mém.Dep. Agric. India, Bot. Serv., No 1, pp.1-160.

Références bibliographiques

- 13. CADET, P. ; QUÉNÉHERVÉ, P. & HUGOT, R. (1987).** Incidence agronomique des traitements nématicides sur le rendement des cannes à sucre au Burkina Faso. *Phytoma*. 390 : pp. 47-49.
- 14. CARBONNEAU A., DELOIRE A. et BENOIT J., 2007.** La vigne physiologie, terroir, culture, Dunod, Paris (1) :441p.
- 15. CASTET R., 1982.** Contribution à l'étude des Champignons du genre *Hirsutella* (*Hyphomycètes*) parasites de Nématodes. Mémoire DAA ENSFA Rennes, 30 p.
- 16. CAYROL J.C, DJIAN C, 1990-** Etude de la toxicité de *Fusarium roseum* var. arthrosporioides pour le Nématode *Meloidogyne arenaria*. C.R. Acad. Agri. Presenter par M. Ritter.
- 17. CAYROL J.C, VELASQUEZ-DOMINGUEZ M., LEVAUX P., 1981.** Etude préliminaire sur les possibilités d'utilisation des Champignons parasites comme agents de lutte biologique. *Bull. OEPP*, 12(4), pp.497-503.
- 18. CAYROL J.C. ,1979** -Utilisation en lutte biologique des relations nématodes-champignons. *Rev.L0- AGRO-n°436*, pp.115-122.
- 19. CAYROL J.C. ,1980-**De nouvelles perspectives de lutte contre les nématodes, *Phytoma-Défense des cultures*, pp.23-25.
- 20. CAYROL J.C. ,1983-**Lutte biologique contre les *Meloidogyne* au moyen d'*Arthrobotrys irregularis*.*Rev.Némato*. Vol.6, n°2, pp.265-273.
- 21. CAYROL J.C., CAPOROLINO D. et MATTEI P., 1992** - La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *Rev.Hort*. n°287, pp.35-37.
- 22. CAYROL, J.C. & B'CHIR, M.M. (1972).** Sur le rôle des champignons prédateurs de nématodes dans l'équilibre des sols. *Comptes rendus de la Société de Biologie*. Extrait du Tome 166, N° 6-7,909 p.
- 23. CHEVAUGEON J., 1957-**Mode d'action des Champignons parasites, revue de phytopathologie ; Extrait du *Bull. de la Soc. Bot. Fr.*, 104, No 1-2, pp.57-80.
- 24. CIANCIO A and MUKERJI K.G., 2008-** Integrated Management and Bio control of Vegetable and Grain Crops Nematodes, Published by Springer, P.O. Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands,339p.
- 25. CLEMENTS F.E, SHEAR C.L., 1931-**The Genera of Fungi. H.W. Wilson, New York.

Références bibliographiques

- 26. COBB N.A., 1906**-Fungus maladies of the sugar cane with notes on associated insect's nematodes. Bull.Div. Pathol. Hawaiian Sugar Plant Assoc. Exp. Stn, No.6, pp.61-254.
- 27. COMANDON J., FONBRUNE P. (DE), 1939**- De la formation et du fonctionnement des pièges de champignons prédateurs de nématodes Recherches effectuées à l'aide de la micromanipulation et de la cinématographie. *C.R. hebd. Séances Acad. Sci. Paris*, No.208, pp. 304-305.
- 28. COOK IVIMEY W. R., 1928**- the inter-relationships of the archimycetes; university of London king's college, 21 No.3, pp.298-311.
- 29. COYNE D.L., NICOL J.M. et CLAUDIUS-COLE B., 2010**. Les nématodes des plantes : Un guide pratique des techniques de terrain et de laboratoire. Traduit par Patrick Quénéhervé.93p.
- 30. DALMASSO, A., 1966** - Méthode simple d'extraction des nématodes du sol. Rev.
- 31. DANGEARD J.et FONBRUNE P ., 1983**-Recherches expérimentales sur les champignons prédateurs de nématodes du sol. Conditions de formation des organes de capture. *C.R.hebd.Soc.Biol.*, Paris, 129, pp.619-620.
- 32. DRECHSLER C., 1937**- Some *hyphomycetes* that prey on free living terricolous Nematodes. *Mycologia*, No.29, pp.447-552.
- 33. DRECHSLER C., 1950**-Several species of *Dactylella* and *Dactylaria* that capture free living Nematodes. *Mycologia*, 42, No. 1,79p.
- 34. DUDDINGTON C. L., 1955**-A New Species of Stylopage Capturing Nematodes. Vol. 47, No. 2, pp. 245-248.
- 35. DUPONNOIS R., MATEILLE T. and A. BÂ., 1997**- Potential effects of *saheliari neniato*phagous fungi against *Meloidogyne mayaguensis* on tobacco (*Nicotiana tabacum* L. var. Paraguay x Claro). *Ann. du Tabac, Section No 2*, 29, pp 61-70.
- 36. ESSER R.P et SCHUBERT T.S., 1983**-fungi that utilize zoospores to parasitize nematodes. Bureau of nematology, Contribution No.267p.
- 37. GALET P., 1982** - Les maladies et les parasite de la vigne. Les parasites animaux, tome II, imprimerie de payon du Midi, Montpellier ,1876p.
- 38. GALET P., 1993**. Précis de viticulture. Edi. Déhan, Montpellier. 582 p.

Références bibliographiques

- 39. GUÉGUEN F., 1904**-Les Champignons parasites de l'homme et des animaux Généralités, Classification, Biologie, Technique— Clefs analytiques, Synonymie, Diagnoses, Histoire parasitologique, Bibliographie, Maison d'éditions a. joanin24, reu de conde, paris, 300p.
- 40. GUIRAN (DE), G. et NETSCHER, C. (1970).** "Les nématodes du genre *Meloidogyne*, Parasites de cultures tropicales." *Cahiers. ORSTOM, Série Biologie*, 11 : pp.151-180.
- 41. HAMMACHE M., 1994** - *Etude préliminaire de quelques aspects de lutte biologique contre les Meloidogyne sous serres en Algérie.* Thèse Mag., Inst., Agro.,El-Harrach, 66 p.
- 42. JAFFE B.A., ZEHREL., 1982**-Parasitism of the nematode *Crinemella xenoplax* by the fungus *Hirsutella rhossiliensis*. *Phytopathol*, No.72, pp1378-1381.
- 43. JANSSON H. B., HOFSTEN A. V., MECKLENBURG C.V., 1984**-life cycle of the endoparasitic nematophagous fungus *Meria coniospora*: a light and electron microscopic study, *Antonie van Leeuwenhoek*, No.50, pp.321-327.
- 44. JANSSON H.B and NORDBRING-HERTZ B., 1983**-The endoparasitic nematophagous fungus *Meria coniospora* infects nematodes specifically at the chemosensory organs _J. Gen. Microbiol.No. 129, pp.1121-1126.
- 45. KALLEL S. ET LABIADH M., 2010** - Comportement de la communauté des champignons prédateurs isolée dans la rhizosphere d'agrumes infestée par *tylenchulus semipenetrans* ,Ecol. Biol. Sol 3, pp. 473-478.
- 46. LEPOIVRE P., 2003**-Phytopathologie, bases moléculaire et biologiques des pathosystèmes et fondements des stratégies de lutte. Ed.Boek et Larcier, S.A. Rue des Minimes, No.39, B-1000, Bruxelles.429p.
- 47. MAGGENTI A.R., 1983** - *Nematodes higher classification as influenced by pieces and family concepts.* Ed., Academic press, London and New-York, 40 p.
- 48. MAHALE A. S, SD** - Introductory Nematology, Course : -ENTO-364 , http://echangetv.levantin.free.fr/Cours/Exposes/exposes/agro_nematodes.pdf , nsulté le 12/01/2016.

Références bibliographiques

- 49. MALOUK S., 2002** -Inventaire des vecteurs de virus de la vigne. Th. Ing.Agr. Blida 60.
- 50. MARIO C., 1996.** La culture de la vigne. Ecological agriculture projects. 21 : 637-644.
- 51. OUDEMANS C. A. J. A., 1885.** Aarwinsten voor de flora mycologica van Nederland. 9-10. Ned. Kruidk. Arch. Ser.No. 2, pp. 203-278.
- 52. PELOILLE M., 1981-** les *Hyphomycetes* prédateurs de Nématodes : phénomène de prédation ; écologie ; utilisation en lutte biologique. Agronomie, EDP Sciences, 1(4), pp.331-337.
- 53. PERSMARK L. AND JANSSON H.B., 1997-** Nematophagous fungi in the rhizosphere of agricultural crops. FEM Microbiology Ecology, 22, pp 303-312.
- 54. PETER M. L et MARTHA J. P., 2012-** A Taxonomic Summary and Revision of Rhizophydium (Rhizophydiales, Chytridiomycota). Department of Biological Sciences, the University of Alabama Tuscaloosa, AL 35487 USA, ISBN: 978-0-615-66279-4; Publication No. 1.216p.
- 55. PROT, J. C. (1984).** Les nématodes parasites des cultures maraîchères, Laboratoire de Nématologie O.R.S.T.O.M.-B. P, 1386.DAKAR-Sénégal. U.S.A.1.D. 28p.
- 56. RABERN D. S., RYAN M. K., STEPHEN A. R., ELEANOR G., 2015-** Phylogeny of *Hirsutella* species (Ophiocordycipitaceae) from the USA: remedying the paucity of *Hirsutella* sequence data; IMA Fungus. 6 No 2, pp.345-356.
- 57. REBOUH D. ,2014-**L'étude de l'infestation des différentes cultures maraichères par les nématodes à galles Meloidogyne (Nematoda, Meloidogynidae). Evaluation de la mycoflore prédatrice et parasite ; Faculté des sciences de la nature et de la vie, département de biotechnologie, phytopharmacie appliqué, 51p.
- 58. REDDY p.p., 1983.**Plant nematology.Agric.publish.Acad. India, 287p.
- 59. SACCARDO P. A., 1880-***Dactylaria purpurella. Michelia*, No. 2, 20p.
- 60. SAIKAWA M., 1982** - An electron microscop study of *Meria coniospora*, an endozoic nematophagous hyphomycete _ Can.J.Bot.No.60, pp.2019-2023.

Références bibliographiques

61. **STURHAN D., SCHNEIDER R., 1980.** *Hirsutella heteroderae*, ein neuer Nematoden parasiter Pilz, *Phytopathol. Z.*, 99, pp.105-115.
62. **VAN GUNDY, S.D.; BIRD, A.F. et WALLACE, H.R. (1967).** Againd and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* nd *Tylenchulus semipenetrans*. a *Phytopathology*, 57: pp.559-571.
63. **VIALA P., Vermorel V. 1910.** Traité général d'ampélographie. Ed. Masson vol. 2, Paris, 255 p.
64. **VILLATE L., Van HELDEN M., DELEMARRE F., ESMENJAUD D and., PLANTARD. ,2006** - Distribution spatiale et origine des populations de *Xiphinema index*, nématode vecteur du Grapevine FanLeaf Virus (GFLV), le court-noué de la vigne. Ed. p.p.Déridé, Lille.1pp
65. **WALLACE, H.R. (1968).** The influence of soil moisture on survival and hatch of *Meloidogyne javanica*, *Nematologica*, 14: pp.231-241.
66. **XIANG M., XIANG P., LIU X. AND ZHANG L., 2010-** Effect of environment on the abundance and activity of the nematophagous fungus *Hirsutella minnesotensis* in soil. *FEMS Microbiol Ecol.*, 71, pp 413–417.
67. **YEZLI M., 1995-** Etude de l'agressivité des souches d'*Arthrosatrys irregularis* (souches algériennes) vis à vis des larves de *M incognita*. Recherche des milieux des cultures pour une production massive. thèse, Ing., Inst., Agro., El Harrache, 68p.
68. **ZHANG Y., QIAO M., XU. J, CAO Y., ZHANG K.-Q. ET YU Z.-F., 2013-** Genetic diversity and recombination in natural populations of the nematode-trapping fungus *Arthrobotrys oligospora* from China. *Ecology and Evolution*, 3(2), pp 312–325.
69. **ZOPF W., 1888-** Zur Kenntniss der Infektions-Krankheiten niederer Tiere und Pflanzen. *Nova Acta Acad. Caesar. Leop. Carol.* No. 52, pp. 314-376.