

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**

**MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA  
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA**

**FACULTE DE SCIENCES**

**DEPARTEMENT DES SCIENCES  
AGRONOMIQUES**

N° : .....



**DOMAINE : SCIENCE DE LA NATURE ET  
DE LA VIE**

**FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES**

**OPTION : PROTECTION DES VEGETAUX**

**Mémoire présenté pour l'obtention  
Du diplôme de Master Académique**

**Par: AICHE Messaouda**

**SAIDI souad**

**Intitulé**

**DIVERSITE ET STRUCTURE TROPIQUE DES  
NEMATODES DANS QUELQUES  
AGROECOSYSTEMES OLEICOLES (M'SILA)**

**Soutenu devant le jury composé de:**

<b>MT. MADANI D</b>	<b>Université de M'Sila.</b>	<b>Président</b>
<b>DR. OCEINI F</b>	<b>Université de M'Sila.</b>	<b>Rapporteur</b>
<b>DR.MERAH F</b>	<b>Université de M'Sila.</b>	<b>Examineur</b>

**Année universitaire : 2018 /2019**

## Remerciements

Tout d'abord, nous aimerions remercier الله tout Puissant de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail.

Nous aimerions remercier notre encadreur **Dr HOCIENI F** pour sa entière disposition, ses judicieuses conseils, sa patience, sa rigueur persévérante, mais aussi et surtout Pour son esprit pédagogique tout au long de mon travail.

Nous aimerions remercier sincèrement tous les membres du jury : **Dr MADANI DJ** de m'avoir fait l'honneur de présider le jury et d'évaluer ce modeste travail et **Dr MERAH F** d'avoir accepté d'examiner ce mémoire.

Nous aimerions remercier aussi les enseignants du département des sciences agronomiques de l'université de M'sila

Nous aimerions remercier fortement tous les membres des laboratoires d'agronomie pour nous avoir facilité le travail de laboratoire en offrant tous les moyens logistiques disponibles.

Nous aimerions remercier notre grande famille et tous nos amis et collègues de notre spécialité **PTV.**

## *Dédicace*

*A mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,*

*A mes chères sœurs, **NOUARA, HABIBA, HANANE** pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral,*

*A mes chers frères, **LARBI, FARID, MOHAMED**, pour leur appui et leur encouragement,*

*A mon petit chéri, **ALA ARAHMAN**  
A toute ma famille **AICHE** pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire,  
A tous mes amis mention surtout **AHEM, FATIHA, MOUNA, LOBNA.***

**MESSAOUDA**

## *Dédicace*

je dédie ce mémoire à Mes parents

Ma mère, qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

Mon père, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi.

Mes frères **HAMZA HASSEN RAFAA HARON ET BLASME** et sœurs **ZOHRA THORIA** qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, de courage et de générosité

***SOUAD***

<b>Sommaire</b>	
<b>Remerciements</b>	
<b>Dédicace</b>	
<b>Liste des figures</b>	
<b>Liste des tableaux</b>	
Introduction général.....	<b>1</b>
<b>CHAPITRE I :Synthèse bibliographique (olive)présentation</b>	
1. 1. Historiques et etymologie .....	<b>4</b>
1. 2. Origine génétique et taxonomie.....	<b>4</b>
1. 3. Caractères botaniques.....	<b>5</b>
1. 3. 1. Système radicale.....	<b>5</b>
1. 3. 2. Système aérien.....	<b>6</b>
1.4. Caractères physiologiques.....	<b>8</b>
1. 4. 1. Stades phénologiques.....	<b>8</b>
1. 4. 2. Cycle de développement.....	<b>9</b>
1. 5. Répartition géographique.....	<b>9</b>
1.6. Situation économique (mondiale et nationale).....	<b>10</b>
1.7. Exigences climatiques.....	<b>11</b>
1. 7.2. Température.....	<b>11</b>
1.7.2.Pluviométrie.....	<b>11</b>
1.7.3.Sol.....	<b>11</b>
1. 8. L'entretien du ravageur(vergé) .....	<b>12</b>
1.9 Récolte de l'olivier.....	<b>13</b>
1. 10. Maladies et ravageurs d'olivier.....	<b>13</b>
1.10.1. Les principaux ravageurs.....	<b>13</b>
a) Mouche de l'Olivier ( <i>Dacus oleae</i> ).....	<b>13</b>
b) Teigne de l'Olivier ( <i>Prays oleae</i> ) .....	<b>14</b>
c) Cochenille noire de l'Olivier ( <i>Saissetia oleae</i> ) .....	<b>15</b>
d) Etourneau sansonnet ( <i>Sturnus vulgaris</i> ).....	<b>15</b>
e) Psylle de l'Olivier ( <i>Euphyllura olivina</i> ).....	<b>16</b>
f) Thrips de l'Olivier ( <i>Liothrips oleae</i> ).....	<b>17</b>
1.10.2. Les maladies.....	<b>17</b>
a) La fumagine ( <i>Capnodium</i> ssp. ; <i>Alternaria</i> ssp).....	<b>17</b>
b) L'œil de Paon.....	<b>17</b>
c)Verticilliose ( <i>Verticillium dahliae</i> ).....	<b>18</b>
d) Cercosporiose de l'olivier.....	<b>19</b>
<b>CHAPITRE 02 : LES NEMATODES RENCONTRES DANS LES SOLS OLEICOLES</b>	
2. 1. Généralités sur les nématodes.....	<b>21</b>
2. 2. Méthode d'identification morphologique des nématodes.....	<b>22</b>
2. 3. Description morphologique des taxons rencontrés.....	<b>23</b>
2. 3.1. Les nématodes <i>Tylenchida</i> .....	<b>23</b>

A) famille d' <i>Aphelenchoididae</i> .....	23
B) famille d' <i>Aphelenchidae</i> .....	24
C) <i>Hoplolaimidae</i> .....	24
D) famille de <i>Tylenchidae</i> .....	26
E) famille de <i>Belonolaimidae</i> .....	28
F) famille <i>Tylenchulidae</i> .....	28
2. 3. 2. Les nématodes <i>Dorylaimida</i> .....	29
A) famille de <i>Dorylaimidae</i> .....	29
B) famille de <i>Longidoridae</i> .....	29
C) famille de <i>Mononchidae</i> .....	30
2. 3. 3. Les nématodes de l'ordre <i>Rhabditida</i> .....	30
A) famille de <i>Rhabditidae</i> .....	30
B) famille de <i>Cephalobidae</i> .....	31
2. 4. La diversité trophique des nématode.....	31
2. 4. Influence des facteurs abiotiques et biotiques sur les nématodes.....	32
2. 5. 1. L'air.....	32
2. 5. 2. La température.....	33
2. 5. 3. La salinité.....	33
2. 5. 4. PH de sol.....	33
2. 5. 5. Les sels minéraux.....	33
2. 5. 6. La texture de sol.....	34
2. 5. 7. La matière organique.....	34
2. 5. 8. L'eau.....	34
2. 5. 9. Le travaille de sol.....	35
2. 5. 10. la jachère.....	35
<b>CHAPITRE 03 : MATERIAL ET METHODES</b>	
3. 1. Présentation de la région d'étude.....	37
3. 1. 1. Situation géographique .....	37
3. 1. 2. Facteurs climatiques.....	38
3. 1. 2. 1. Température.....	38
3. 1. 2. 2. Pluviométrie.....	39
3. 1. 3. Synthèse climatique.....	39
3. 1. 3. 1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen.....	40
3. 2. Inventaire des nématodes associés à l'oléiculture .....	40
3. 2. 1. Méthodologie .....	40
3. 2. 2. Sites d'échantillonnage.....	41
3. 2. 3. Extraction des nématodes du sol .....	42
3. 2. 3. 1. Matériel nécessaire.....	42
3. 2. 3. 2. Procédé d'extraction.....	42
3. 2. 3. 3. Purification des nématodes par passage actif .....	43
3. 2. 4. Dénombrement et identification des taxons .....	44
3. 2. 5. Fixation et montage des nématodes.....	45
3. 2. 5. 1. Fixation.....	45
3. 2. 5. 2. Montage.....	45
3. 3. Analyse pédologique des échantillons du sol .....	46
3. 3. 1. Détermination de pH du sol.....	46
3. 3. 2. Détermination la conductivité électrique.....	47
3. 3. 3. Dosage de la matière organique .....	47

3. 4. Exploitation des résultats .....	<b>48</b>
3. 4.1. Indices écologiques.....	<b>48</b>
3. 4. 2. Logiciels statistiques.....	<b>48</b>
<b>CHAPITRE 04 : RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
4.1. Inventaire des nématodes du sol rencontrés dans les stations d'étude...	<b>50</b>
4.2. Densité moyenne (N/dm <sup>3</sup> ) globale des nématodes du sol rencontrés dans la région d'étude.....	<b>50</b>
4.3. Densité moyenne (N/dm <sup>3</sup> ) globale des différents groupes trophiques rencontrés dans la région d'étude.....	<b>51</b>
4.4. Répartition de la densité moyenne (N/dm <sup>3</sup> ) des groupes trophiques en fonction des stations d'étude .....	<b>51</b>
4.5. Répartition spatiale des abondances moyennes (N/dm <sup>3</sup> ) globales des groupes trophiques à travers l'analyse de la variance .....	<b>52</b>
4.6. Diagnostic écologique des communautés de nématodes dans les six stations oléicoles.....	<b>53</b>
4.7. Effet de quelques caractéristiques physico-chimiques du sol sur la structure trophique des nématodes rencontrés.....	<b>54</b>
4.8. Discussion générale.....	<b>54</b>
Conclusion générale.....	<b>55</b>
Références bibliographiques.....	<b>58</b>
Annexes.....	<b>68</b>
Résumé	<b>74</b>

## Liste des figures

Figure. 1: Tronc d'olivier	<b>6</b>
Figure. 2: Ecorce d'olivier	<b>6</b>
Figure. 3: Les rameaux.	<b>7</b>
Figure. 4: Les feuilles d'olivier.	<b>7</b>
Figure. 5: Les fruites d'olivier.	<b>8</b>
Figure. 6: Répartition géographique d'olivier dans le monde (Rubio de Casas et al.,)	<b>10</b>
Figure. 7: femelle de la Mouche de l'olivier (Gmelin, 1790).	<b>14</b>
Figure. 8: <i>Prays oleae</i> (Bernard, 1788)	<b>14</b>
Figure. 9: Cochenilles noires adultes (Olivier, 1791)	<b>15</b>
Figure. 10: Étourneau adulte (Linnaeus, 1758)	<b>16</b>
Figure. 11: Sécrétions cireuses des larves d' <i>Euphyllura olivina</i> sur des fleurs	<b>16</b>
d'olivier (Costa, 1839).	<b>17</b>
Figure. 12: Thrips de l'Olivier (Berger C., 2007).	<b>17</b>
Figure. 13: Maladie de l'oeil de Paon (Berger C., 2007).	<b>18</b>
Figure. 14: Symptôme de la maladie verticilliose sur le rameau (Berger C., 2007).	<b>18</b>
Figure. 15: Cercosporiose de l'olivier (Berger C., 2007)	<b>19</b>
Figure. 16: Caractéristiques morphologiques d'un nématode.	<b>22</b>
Figure. 17: Morphologie d' <i>Aphelenchoides</i> sp. (G.x1000) (Mullin, 1999 ; 2000).	<b>23</b>
Figure. 18: Morphologie de <i>Aphelenchus</i> (G. x 400) (Mullin, 2000 ; 1999).	<b>24</b>
Figure. 19: Morphologie de <i>Helicotylenchus</i> (G.x 100) (Mullin, 1999 ; 2000). Figure.	<b>24</b>
20: Morphologie de <i>Scutellonema</i> sp. (G.x1000) (Morisol, 2008).	<b>25</b>
Figure. 21: Morphologie de <i>Pratylenchus</i> (G.x100, 2000) (Mullin, 2000; 1999).	<b>25</b>
Figure. 22: Morphologie <i>Hoplolaimus galeatus</i> (G.x100) (Richard, 2000).	<b>26</b>
Figure. 23: Morphologie de <i>Ditylenchus</i> (G.x400) (Mullin, 1999).	<b>26</b>
Figure. 24: Morphologie de <i>Tylenchus</i> (G.x400) (Mullin, 2000).	<b>27</b>
Figure. 25: Morphologie de <i>Psilenchus</i> (G.x2000) (Mullin, 2000).	<b>27</b>
Figure. 26: Morphologie de <i>Tylenchororhynchus</i> (G.x 2000) (Mullin, 2000).	<b>28</b>
Morphologie de <i>Paratylenchus</i> (G.x 400) (Mullin, 2000).	
Figure. 27: Morphologie de <i>Paratylenchus</i> (G.x 400) (Mullin, 2000).	<b>28</b>
Figure. 28: : Morphologie de <i>Xiphenema</i> (G.x400) (Mullin, 2000).	<b>30</b>
Figure. 29 <i>Rhabditis</i> sp (G.x 1000) (Mullin, 2000)	<b>31</b>

Figure. 30: Morphologie de <i>Cephalobus sp</i> (G.x 400) (Mullin 2000).	<b>31</b>
Figure .31 : limite giographique de M'sila	<b>37</b>
Figure .32: Diagramme ombrothermique de la région de M'Sila entre 1988-2017.	<b>32</b>
Figure. 33: Dispositif expérimental de chaque site étudié.	<b>38</b>
Figure. 34 : Méthode d'extraction des nématodes du sol .	<b>41</b>
Figure. 35 : récupération des nématodes après passage actif du sol .	<b>42</b>
Figure. 36 : Dénombrement et identification des taxons.	<b>44</b>
Figure. 37 : Chauffage de fixateur de Grisse dans un bain marie.	<b>45</b>
Figure. 38: Chauffage de fixateur de Grisse dans un bain marie.	<b>45</b>
Fig. 39 : technique de montage des nématodes	<b>46</b>
Figure .40 : Détermination de pH du sol.	<b>46</b>
Figure. 41: Détermination la conductivité électrique (CE)	<b>47</b>
Figure .42: Dosage de la matière organique	<b>47</b>

## Liste des tableaux

Tableau. 1 : Températures moyennes mensuelles, des maximas, des minima et des moyennes de la région de M'sila (1988- 2017).	<b>38</b>
Tableau. 2: Précipitations mensuelles et annuelle de la région de M'Sila (1988- 2017)	<b>39</b>
Tableau. 3: Les nématodes recensés dans les stations oléicoles et leurs groupes trophiques.	<b>50</b>
Tableau. 4 : Variation spatiale des indices écologiques dans les stations d'étude.	<b>53</b>
Tableau. 5 : Corrélations entre les caractéristiques physicochimiques du sol et les groupes trophiques.	<b>54</b>

# **INTRODUCTION GENERALE**

### INTRODUCTION GENERALE

Actuellement, l'olivier est considéré comme un élément majeur de l'économie agricole dans certains pays surtout dans notre pays (Ahmim, 2006). En Algérie, il existe sur presque la totalité du territoire et depuis très longtemps, ceci grâce à sa rusticité et sa capacité d'adaptation aux différents types de sols et des conditions climatiques ce qui explique son extension aux zones sub arides et arides. Néanmoins, il reste comme d'autres arbres fruitiers, plantes décoratives et vigne exposé aux attaques de nombreuses de nématodes dont les connaissances sur les nématodes associés à cette culture sont infimes alors il est important d'identifier les espèces associées à ces cultures afin d'évaluer la diversité nématologique et de faire un point exhaustif des taxons présentes dans les divers biotopes oléicoles.

L'olivier est l'un des rares arbres qui occupe une place importante dans l'arboriculture fruitière méditerranéenne. D'autant que les populations méditerranéennes sont très attachées à l'olivier (Angles, 2008) à cause de ses vertus nutritives et curatives vu que son huile est utilisée en consommation directe et aussi dans les domaines médicaux et cosmétiques.

De nombreuses espèces de nématodes peuvent parasiter les racines de l'olivier et provoquer leur affaiblissement. Ces derniers pénètrent dans les vaisseaux conducteurs des végétaux par les racines et obstruent et nécrosent ceux-ci en coupant toute ou une partie de l'alimentation de la plante. Toutefois ces nématodes ne représentent qu'une partie des nématodes du sol, la plupart étant dit « libres » (Warwick & Price 1979). Ces organismes

par sa diversité spécifique et trophique, son abondance et sa répartition ubiquiste, un matériel biologique adéquat-pour la description de l'état du milieu. Plusieurs études ont montré auparavant que les données trophiques peuvent refléter diverses perturbations environnementales (Heip et al. 1985, Lamshead 1986). Les nématodes peuvent être distingués selon leur groupe trophique. Chacun de ces groupes trophiques renseigne sur une fonctionnalité du sol. Les principaux groupes trophiques de nématodes trouvés dans le sol sont :

Les conditions édaphiques, la flore et les relations entre nématodes apparaissent comme les principaux facteurs déterminant l'abondance et la répartition spécifiques de la nématofaune. L'âge, jachères, la pression anthropique et les variations saisonnières ont une influence directe

sur la végétation et donc, à priori, un effet indirect sur les peuplements de nématodes phytoparasites (Pate et al., 1995).

Pour cela, les objectifs visés par ce travail se résument comme suit :

- Inventorier les nématodes du sol dans les agro-écosystèmes oléicoles de M'Sila.
- Evaluer la diversité trophique et générique des nématodes du sol rencontrés dans les stations d'étude.
- Etudier de quelques caractéristiques physico-chimiques du sol sur les communautés de nématode associées aux cultures oléicoles.

Afin d'atteindre ces objectifs, nous avons organisé le travail comme suit :

Partie1 : Analyse bibliographique comprenant deux chapitres ;

- Chapitre I : Présentation de la plante hôte
- Chapitre II : Les nématodes rencontrés dans les sols oléicoles

Partie2 : Analyse expérimentale comprenant deux chapitres

- Chapitre I : Matériel et Méthodes
- Chapitre II : Résultats et discussion

# **CHAPITRE 01**

## **Présentation De Plante Hôte (Olive)**

## 1. 1. Historique et Etymologie

L'olivier, comme la plupart des plantes naturalisées dans le bassin méditerranéen est originaire de la région caucasienne où sa culture commença il y a 6000 ou 7000 ans puis il se diffusa sur les cotes de la Syrie, de la Palestine, et en Egypte. Entre le IXe et le VIIe siècle avant J.-C., il fut introduit jusqu'en Grèce par des marchands phéniciens où il devint un des piliers de la civilisation hellénique et méditerranéenne. Pendant l'Empire romain, la culture de l'olivier se répandit énormément dans tout le bassin méditerranéen, grâce à la création d'un réseau de transformation, de stockage et de transport très étendu.

Aujourd'hui l'olivier a franchi les frontières de la Méditerranée pour se répandre sur tous les continents, excepté... en Antarctiques on trouve en effet des oliveraies en Afrique du sud, en chine et au Vietnam, en Océanie méridionale, en Amérique du Nord, en Amérique Centrale et en Amérique du sud,( **Villa, 2003**).

Etymologiquement, l'olivier fut appelé *Alea*. pour la première fois au 13 siècle avant J.-C. (**Chwick, 1958; Simandrakis et Lykoudi, 2002**) pour être nommé *elaa* et *elam* (**Hoad, 1991**) que deviendra *oleum olea* en latin, *olay* en hongrois, *oliifbroom* en flamand et en hollandais, olivier en allemand, *oliva* en espagnol et en portugais, *olive* en anglais et *olivier* en français (**Gigon et le Jeune, 2010**), *ezaith* en hébreu est passé sous l'appellation *zeytin* en turque (**Pagnol, 1975; Wager et al ., 1999**), *Zaytunn* en arabe pour l'olivier cultivé et *zenboudje* pour l'olivier sauvage (**Simandirakis et Lykoudi 2002**).

## 1. 2. Origine génétique et taxonomie

L'olivier est une angiosperme dicotylédone arbustive, le genre *Olea* est composé d'une trentaine d'espèces, dont la seul espèce portant des fruits comestibles est l'*Olea europe L.* d'un nombre chromosomique  $2n=46$  chromosomes (**Breton et al., 2006a; Rubio de Casas et al., 2006**). L'origine génétique de l'olivier est jusqu'à présent mal connue, l'oléastre a toujours été considéré comme l'ancêtre de l'olivier cultivé (**Breton et al ., 2006a ;Breton et al, 2006b ; Bensnard et al., 2001; Brozined de Garaffa et al ., 2002**).

L'olivier appartient à la famille des *Oléacées*, genre *Olea* qui comprend 35 espèces (**Cordeiro et al ., 2008**) dont la seul espèce portant des fruit comestibles est l'*Olea europe L* (**Breton et al., 2006a; Rubio de Casas et al., 2006**). Selon la systématique moléculaire de **Strikis et al. (2010)**, la classification de l'olivier (*Olea europe L.*) est la suivante :

Règne.....Plante.  
Sous Règne .....Tracheobionate.  
Division.....Magnoliphytes.  
Embranchement.....Spermaphytes.  
Sous Embranchement.....Angiospermes.  
Classe.....Dicotylédones.  
Sous Classe.....Astéridées.  
Ordre.....Lamiales.  
Famille.....Oléacées.  
Genre.....*Olea*.  
Espèce.....*O. Aeuropa*.

### 1. 3. Caractères botaniques

L'Olivier est un arbre vigoureux, qui peut atteindre non taillé 10 à 15 m de haut (Pagnol, 1975), se définit par les caractères botaniques suivantes :

#### 1. 3. 1. Système radicale

A l'état jeune, le plant d'olivier se fixe au sol par une seule racine pivotante développant en deux à trois racines pivotantes qui s'enfoncent profondément. A partir de ces racines, part un système racinaire peu profond à développement latéral, qui donne naissance à des racines secondaires et des radicelles pouvant explorer une surface de sol considérable tout dépend des caractéristiques physicochimiques du sol (Kasraoui, 2010). D'après Maillard (1975), le système racinaire reste généralement à une profondeur de 50 à 70 cm et n'émet des racines profondes que si les conditions d'alimentation sont difficiles dans lesquelles s'accumulent des réserves dans une souche ligneuse très importante sous le tronc.

### 1. 3. 3. Système aérien

A l'état naturel, l'olivier prend couramment une forme pyramidale composée de: tronc, écorce, feuilles, fleurs, fruits, rameaux dont ses dimension et ses formes varient avec les conditions climatiques, l'exposition, la fertilité du sol et les variétés (**Brikci, 1993**).

\***Tronc:** se maintien le plus souvent élancé de bas en haut (**Brikci, 1993**). Le jeune arbre a un tronc lisse et bien rond, son aîné est ridé, noueux, tourmenté. Parfois, des «caries» se sont formées et ont détruit l'intérieur de l'arbre qui vit alors « sur pilotis» (**Courboulex, 2002**).



**Fig. 1 : Tronc d'olivier**

\***Ecorce:** est très mince, percevant le moindre choc mécanique et sous le coup se déchire facilement. L'épiderme devient épais, rude, crevassé et se détache en plaque (**Belhoucine, 2003**).



**Fig. 2 : Ecorce d'olivier.**

\***Les rameaux :** Les jeunes pousses ont une écorce claire avec une section quadrangulaire, mais elles s'arrondissent en vieillissant et leur couleur passe au vert gris puis au gris brun.

Elles donnent ensuite un bois très dur, compact, de couleur jaune fauve marbrée de brun (Maillard, 1975).



**Fig. 3 : Les rameaux.**

\***Les feuilles** sont persistantes, opposées, coriaces, ovales oblongues, à bord entiers et un peu enroulés, portées par un court pétiole. Elles ont une couleur vert grisâtres à vert sombre dessus blanchâtre et à une seule nervure dessous (Amouritti et Comet, 1985). Très souvent, elles contiennent des matières grasses, des cires, des chlorophylles, des acides, des gommés et des fibres végétales.



**Fig. 4: Les feuilles d'olivier.**

\***Les fleurs** d'olivier sont groupées en inflorescence comportant un nombre de fleurs, variables d'un cultivar à un autre de 10 à plus de 40 par grappe en moyenne. Les fleurs individuelles peuvent être hermaphrodites ou staminées. En général, la formule florale est de : 4 pétales + 4 sépales + 2 étamines + 2 carpelles (Loussert, 2002).

\* **Les fruites** sont gamopétales, très petites, d'un blanc tirant vers le vert, réunis en grappes auxiliaires inversés de chaque côté à base de chaque pédoncule. La formule florale est de 4

sépales incomplètement soudés; 4 pétales linéaires; 1 androcée à 2 carpelles concrescents en un ovaire à 2 loges et 2 ovules (Roque, 1959).



**Fig. 5 : Les fruites d'olivier.**

#### **1. 4. Caractère physiologie**

##### **1. 4. 1. Stades phénologiques**

Selon Loussert et Brousse (1978), le cycle de développement de l'olivier comprend à quatre périodes essentielles:

**a- période juvénile ou période de jeunesse :** C'est la période d'élevage et de croissance du jeune plant, elle commence en pépinière et se termine au verger. C'est durant cette période de jeune arbre que s'installe son système racinaire, tout en développant sa frondaison. Lorsque l'équilibre feuillage- racine est atteint, il y a apparition des premières fleurs.

**b- période d'entrée en production :** C'est une phase intermédiaire chevauchant entre les phases de jeunesse et d'adulte, elle s'étale du moment où l'arbre est apte à produire, jusqu'à ce que ses productions soient importantes et régulières.

**c- période adulte :** C'est la plus intéressante pour l'oléiculture, sa durée est de 30 à 40 ans en culture intensive. L'olivier fournit l'optimum de sa production car il a atteint sa taille normale de développement et termine son accroissement souterrain et aérien.

**d- période de sénescence :** C'est le vieillissement de l'olivier, elle se caractérise par le ralentissement de renouvellement des jeunes ramifications et le rapport feuille/bois prend une allure descendante. L'alternance s'installe au détriment de la productivité ce qui conduit à une diminution progressive des récoltes.

### 1. 4. 2. Cycle de développement

**a-Période de jeunesse:** C'est la période de croissance du jeune plant, elle commence en pépinière pour se terminer au verger. Elle est caractérisée par une multiplication cellulaire très active, surtout au niveau du système racinaire. Elle s'étend de la première à la septième année.

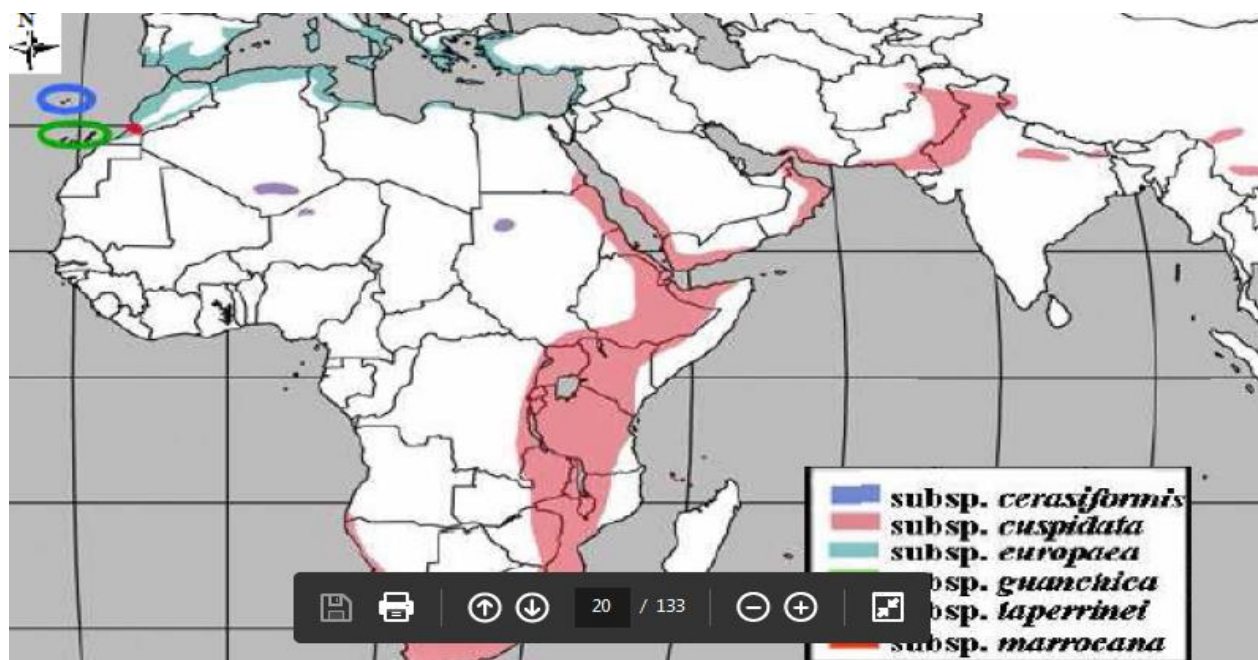
**b-Période d'entrée en production:** Elle s'étend de l'apparition des premières productions fruitières jusqu'à l'aptitude de l'arbre à établir une production régulière et importante.

**c-Période adulte:** C'est la période de pleine production, car l'olivier atteint sa taille normale de développement ; et il y'a un équilibre entre la végétation et la fructification.

**d-Période de sénescence:** C'est la phase de vieillissement qui se caractérise par une diminution progressive des récoltes( **FELIX ERRETEO 1982**).

### 1. 5. Répartition géographique

Dans le monde l'olivier est considéré comme une espèce caractéristique de la région méditerranéenne car l'implantation des oliveraies en Europe méditerranéenne est limitée au nord au 45ème degré de latitude, limite imposée par les froids hivernaux et les fréquentes gelées printanières. Dans la rive Sud de la méditerranée en Afrique du Nord, l'olivier n'est pratiquement plus cultivé au-delà du 30ème degré de latitude, limite imposée par les rigueurs du climat présaharien vers le Sud (**Loussert et Brousse, 1978**). Globalement, l'aire de répartition de l'olivier forme une bande étroite et relativement régulière le long des rivages Nord et Est de la méditerranée, qui s'y interrompt au niveau de l'Egypte; couvre la région septentrionale de la Tunisie et de l'Algérie, s'étale enfin, largement au Maroc et dans la péninsule Ibérique en débordant sur une partie de leur façade atlantique, atteignant l'Archipel des îles canaries (**Loussert et Brousse, 1978**) (**fig. 06**).



**Fig. 06 : Répartition géographique d'olivier dans le monde (Rubio de Casas et al.,)**

### 1.6. Situation économique (mondiale et nationale)

Le patrimoine oléicole mondial est d'environ 830 millions d'oliviers. La tendance de la production par pays est globalement à la hausse, mais en terme de fluctuation, force est de constater la grande influence des deux principaux pays producteurs. En effet, les productions de l'Italie et de l'Espagne varient beaucoup plus que celles de la Grèce et des autres pays en général, d'où une fluctuation similaire des quantités disponibles au niveau mondial.

Les principales régions productrices d'huile d'olive dans le monde sont concentrées autour de la Méditerranée (Espagne, Italie, Grèce, Tunisie, Syrie, Algérie, France...etc.) en grande partie ainsi que dans l'Ouest des Etats-Unis, centre de l'Australie et le Sud Américain avec une légère production. On peut présenter ces régions par la carte mentionnée ci-dessous (**Med. A.A ; 2006**).

L'évolution de la production durant les six dernières campagnes des principaux pays producteurs se présente comme suit : Les fluctuations de production très importantes qui apparaissent d'une campagne à l'autre résultent essentiellement de l'action conjuguée de deux facteurs : le cycle biologique de l'olivier dont les fruits naissent sur le bois de deux ans, et les conditions climatiques, notamment la pluviométrie et sa répartition dans le temps. Une évolution favorable de ces facteurs avant et durant la dernière campagne (2004-2005), a permis d'atteindre un niveau de production de 3.02 millions de tonnes qui peut être qualifié de

très bon. Malgré un report de début de campagne limité, ces résultats devraient permettre non seulement de faire face à la reprise normale de la demande mais également de reconstituer des stocks de report dont les volumes étaient arrivés à des niveaux très bas. Cette offre plus importante. Permettra également la formation de prix plus accessibles pour les consommateurs.

## **1. 7. Exigences climatiques**

### **1. 7. 1. Température**

**Pagnol (1975)**, signale que la résistance de l'Olivier au froid varie selon son stade végétatif. En décembre et janvier si le refroidissement est progressif, il peut supporter des températures de l'ordre  $-8^{\circ}$  C. Toutefois, l'Olivier a besoin d'une période de refroidissement hivernal inférieur à  $+7^{\circ}$  C pour assurer une bonne induction florale. La durée de cette période peut varier avec la variété. Dans les zones où les chutes de grêle sont fréquentes, la culture de l'Olivier doit être écartée, pour les risques de destructions du jeune bois, du feuillage et des fruits.

### **1.7. 2. Pluviométrie**

D'après **Pagnol (1975)**, la pluviométrie et la nature du sol sont des facteurs déterminants. A moins de 500 mm de pluie, la culture sans le recours à l'irrigation ne peut être économiquement rentable. L'humidité atmosphérique peut être utile dans la mesure où elle n'est pas excessive (plus de 60 %) ni constante. Il est à signaler que les zones littorales, sous l'influence des vents marins chargés d'humidité et d'embruns, sont déconseillées.

### **1. 7. 3. Sol**

D'après **Pagnol (1975)**, la faculté d'adaptation de l'Olivier aux différents types de sol est grande, mais les sols fortement argileux, compacte, humide, ou se ressuyant mal sont à écarter des plantations. Les sols ne dépassants pas 30% d'argile, avec une structure grossière et non fine ou compacte, humide, ou se ressuyant mal son installation est possible mais demande beaucoup de soin en particulier durant la saison sèche, pour éviter les craquellements du sol.

Les sols calcaires jusqu'à un pH = 8 peuvent lui convenir, par contre les sols acides avec un pH = 5,5 sont à éviter (**Pagnol, 1975**). Ce même auteur signale qu'en ce qui concerne, la teneur en sel des eaux d'irrigation la tolérance peut atteindre 3 g/L en résidus secs pour une

pluviométrie égale ou supérieure à 500 mm et de 1 g/L pour une pluviométrie inférieure à 500 mm, ce qui permet d'assurer le lessivage en absence d'irrigation.

### 1.8. L'entretien du verger

Dès l'emplacement du verger, le jeune olivier doit être surveillé et recevoir des soins dans le but de favoriser son installation dans le sol et le développement de son feuillage. La surveillance doit porter en particulier sur la présence d'animaux domestique qui en quelques heures peuvent opérer des destructions est pratiquement détruite. Les soins comporteront :

- **Les arrosages :** dans les 10 jours qui suivent la plantation, si une pluie supérieure à 10 mm n'a pas été enregistrée, il faut un arrosage important (30 litres au moins par sujet).
- **Le travail du sol :** il faut distinguer
  - Le binage autour du jeune plant pour maintenir l'humidité et éviter l'installation des adventices. Il s'effectue sur un rayon d'un mètre autour du sujet soit à la roto-bineuse (ITAF, 1999).
  - Les façons superficielles à pleine surface dont le nombre peut varier selon la propreté et la texture du sol (ITAF, 1999).
- **La taille :** L'objectif de la taille est d'obtenir une culture rationnelle de l'olivier mais aussi de satisfaire nos exigences esthétiques. Elle se pratique sans chercher à contrarier la forme naturelle de la variété ; le feuillage doit être bien ensoleillé, aéré, et à hauteur d'homme pour faciliter tous les travaux, à commencer par la récolte. (Villa, 2003).
- **Fertilisation :** En relation avec les exigences nutritives, il est rappelé que la demande d'éléments de la part de la plante, présente un "rapport" optimal de 3 - 1 - 2, entre azote, phosphore et potassium. Il est conseillé d'utiliser une fumaison foliaire, car on obtient une réaction immédiate, une meilleure assimilation de la part de la plante et enfin une économie (Denis, 2000).
- **Irrigation :** Bien que l'olivier soit une plante qui ne demande pas de grosses quantités d'eau pour sa survivance, il montre des réactions satisfaisantes aux apports hydriques effectués à partir de la floraison jusqu'à la maturité du fruit. Elle est pratiquée surtout dans les oliveraies de constitution récente (Bourdelles, 1975).

### 1.9. Récolte de l'olivier

La récolte constitue la phase de conclusion du processus de production. Elle s'effectue lorsque les olives atteignent le niveau maximum d'huilage, qui généralement coïncide avec un niveau moyen de véraison superficielle du fruit. A ce stade, on remarque également un bon contenu d'antioxydants naturels (polyphénols) et une nette sensation organoleptique des produits. La récolte peut être exécutée avec différents systèmes: par cueillette, par gaulage, ou bien mécaniquement à l'aide de peignes pneumatiques ou secoueurs dont la plus utilisée est celle de la cueillette, mais la mécanisée se répand de plus en plus à cause du coût élevé de la main d'œuvre (**Jardakt, 1977**).

### 1.10. Maladies et ravageurs de l'olivier

Les ennemis de l'Olivier sont très nombreux et diversifiés. Ils comptent près de 20 ennemis importants, qui sont signalés par différents auteurs (**Cautero, 1965**), repartis entre 90 champignons, 5 bactéries, 3 lichens, 4 mousses, 3 angiospermes, 11 nématodes, 110 insectes 13 Arachnides, 5 oiseaux et 4 mammifères (**Gaouar, 1996**).

#### 1.10.1. Les principaux ravageurs

##### a) Mouche de l'Olivier (*Dacus oleae*)

Selon **I.N.P.V. (2009)**, la mouche de l'Olive *Dacus oleae* est le ravageur le plus préoccupant pour les Oléiculteurs causant des dégâts sur fruits, à la fois qualitatifs et quantitatifs, pouvant aller jusqu'à 30 % de fruits abimés et non utilisables. Les attaques de mouche conduisent également à une altération de la qualité de l'huile, provoquant une augmentation du taux d'acidité suite au contact de l'air à la pulpe de l'Olive et des déjections de la larve. Le développement de la larve à l'intérieur de l'Olive affecte directement l'alimentation du fruit, sa maturation et sa force d'attachement au pédoncule, provoquant ainsi une chute accélérée. A la fin de cycle, l'adulte quitte le fruit en creusant un trou de 1 mm de diamètre environ parfaitement visible et caractéristique, il forme une petite tache brune aux bords nécrosés (**I.N.P.V., 2009**) (**fig. 07**).



Fig.n° 07 : femelle de la Mouche de l'olivier ([Gmelin, 1790](#)).

**b) Teigne de l'Olivier (*Prays oleae*)**

D'après **Jardak et al. (2000)**, la teigne est le premier ravageur important que l'on commence à bien observer en mars sous les feuilles des Oliviers, entraînant des pertes de la récolte non négligeables. Ce sont les chenilles de 1ère génération qui se nourrissent des boutons floraux, entraînant des problèmes de fécondation et de nouaison suivies par les chenilles de 2ème génération qui se développent à l'intérieur du noyau en se nourrissant de l'amandon et provoquant une chute massive et prématurée des Olives en automne, qui peut atteindre 75% de la production (**Bonifacio, 2009**). La dernière génération creuse des galeries dans les feuilles et entraîne peu de dégâts, sauf quand elle s'attaque aux extrémités des jeunes pousses (fig. 02). En septembre, la larve qui a pénétré en juin dans le noyau non sclérifié de l'Olive, ressort et fait chuter les fruits au sol. Ceux-ci sont identifiables par un aspect extérieur sans défauts et un trou au niveau du pédoncule (**Bonifacio, 2009**).



Fig.n° 08 : [Prays oleae \(Bernard, 1788\)](#)

**c) Cochenille noire de l'Olivier (*Saissetia oleae*) :**

Selon **Loussert et Brouss (1978)**, *Saissetia oleae* est un insecte de la famille des Sternorhynches qui n'est pas spécifique de l'Olivier car elle vit également sur d'autres plantes, en particulier sur Laurier rose. Ces ravageurs causent des dégâts qui sont d'un côté directs, dus à la succion de la sève par les larves et les adultes entraînant l'affaiblissement de l'arbre en cas de densité de population élevées (**Ammar, 1986**). De l'autre côté, les dégâts sont indirects suite à la sécrétion du miellat par l'insecte et au développement d'un complexe de champignon appelé « fumagine » en couvrant les feuilles d'une couche noirâtre entrave la photosynthèse et entraîne leurs chute (**Ammar, 1986**).



**Fig. 09: Cochenilles noires adultes ([Olivier, 1791](#))**

**d) Etourneau sansonnet (*Sturnus vulgaris*)**

L'Étourneau sansonnet « *Sturnus vulgaris* » appartient à la classe des oiseaux, à l'ordre des Passériformes, à la famille des Sturnidae (**Berlioz, 1950**) connu pour son éthologie migratrice qui le différencie d'une autre espèce, l'étourneau unicolore (*Sturnus unicolor*) (**Etchecopar et Hue, 1964**). L'appellation française étourneau sansonnet n'est pas universelle (**Cerny et Drachal, 1993**), il est désigné communément par les anglais sous les noms de « Europea starling, Common starling et English starling » (**Masterson, 2007**).

Les étourneaux peuvent causer des dégâts estimés à 1,5 million de dinars. A ce coût doit être ajouté celui, non évalué, des dégâts indirects : les branches des arbres cassent sous le poids des oiseaux alignés pour dormir, Les fientes, acides, ont brûlé plusieurs espèces végétales exotiques. Quand, elles ne participent pas à l'apparition anarchique des Oliviers car le noyau d'olive garde toute sa viabilité au cours du transit intestinal, et une fois rejeté sur le sol, germe à nouveau (**Matarese, 2007**).



Fig.n° 10 : Étourneau adulte ( [Linnaeus, 1758](#))

e) Psylle de l'Olivier (*Euphyllura olivina*)

Le ravageur est de petite taille (2 mm à 2,5 mm) et de couleur gris sombre. Les adultes hivernent et les pontes printanières sont déposées en mars-avril à la face inférieure des feuilles des pousses terminales, de ce fait les larves produisent un abondant miellat ([Coutin, 2003](#)).

D'après [Jardak et al., \(1984\)](#) le développement du psylle se traduit par des symptômes spectaculaires caractéristiques : amas cotonneux, miellat et cire (fig. 06). Les dégâts qui résultent en cas de forte densité de population sont en premier lieu directs, qui causent un avortement des grappes florales ou leur flétrissement et leur chute se traduisant par la réduction du taux de nouaison et en second lieu indirects, qui cause un affaiblissement du végétal par l'installation de la fumagine suite à la sécrétion du miellat par les larves.



Fig.n° 11: Sécrétions cireuses des larves d'*Euphyllura olivina* sur des fleurs d'olivier ([Costa,1839](#)).

**f) Thrips de l'Olivier (*Liothrips oleae*)**

D'après **Hmimina (2009)**, les Thrips correspondant à l'ordre des Thysanoptères sont des insectes de 1 à 2 mm de long (fig. 07), qui piquent les organes végétaux pour se nourrir du contenu des cellules. Les cellules vidées se remplissent alors d'air, ce qui se traduit par des taches ou des marbrures gris argenté. Les jeunes pousses, les fleurs et les fruits se déforment, puis se nécrosent, et les feuilles finissent par sécher (**Duriez, 2001**). Cependant, les Thrips peuvent l'affaiblir et transmettre des maladies virales, comme la maladie bronzée de la tomate qui peut atteindre de nombreuses plantes (**Duriez, 2001**).



**Fig. 12: Thrips de l'Olivier (Berger C.,2007).**

**1. 10. 2. Les maladies****a) La fumagine (*Capnodium ssp.* ; *Alternaria ssp*)**

Cette maladie est aussi connue sous le nom de « noir de l'olivier » car les feuilles des arbres atteints se recouvrent d'un produit noir. En fait, il s'agit d'un complexe de plusieurs champignons saprophytes qui s'installent sur les miellats et excréments de certains ravageurs, notamment de la cochenille noire ou des psylles. Les fortes attaques sont la cause d'une défoliation importante et d'une faible production des fruits (**Boulila et Mahjoub**).

**b) L'œil de Paon**

L'agent responsable de cette maladie grave est un champignon, *Spilocaea oleaina*, répandu dans le bassin Méditerranéen il pénètre dans les feuilles et s'y développe. Une humidité relative élevée et une température comprise 10 et 25°C avec un optimum de 12°C sont favorables à la germination des conidies qui se localisent sur les feuilles en formant des taches circulaires de couleur brun foncé et entourées d'un halot jaune. Les fortes attaques

provoquent des défoliations importantes ce qui affaiblit sans doute l'arbre et anéantit une production entière suite à un avortement des fleurs (Boulila et Mahjoub;1994).



Fig. 13: Maladie de l'oeil de Paon (Berger C.,2007).

c)Verticilliose (*Verticillium dahliae*)

Le champignon responsable de cette maladie est *Verticillium dahliae* Présent dans sol et qui se propage dans l'arbre par les racines lorsque la sève monte. Ce champignon est capable de résister plusieurs années dans le sol. Les dégâts peuvent se limiter au dépérissement de quelques rameaux ou entraîner la mort complète de l'arbre (Afidol, 2014).



Fig. 14: Symptôme de la maladie verticilliose sur le rameau (Berger C.,2007).

**d) Cercosporiose de l'olivier**

En 1944, la maladie a été décrite pour la première fois en Amérique. En 1968 une épidémie s'est déclarée sur l'olivier par la maladie du Cercosporiose dont le pathogène est attribué à *Mycocentrospora cladosporioides* en Grèce (Freeman et al., 1998 ; Agosteo et al., 2000).

La cercosporiose peut causer de graves dégâts, principalement dans les régions d'Europe chaudes, cette maladie provoque un abaissement du rendement. Le premier symptôme pour identifier cette maladie, c'est la présence de zones chlorotiques sur la face supérieure de la feuille qui deviennent nécrotiques par la suite et des sclérotés de couleur vert olive à noir foncée sur la face inférieure (confondue avec la fumagine en général), ce qui provoque une chute aigue des feuilles surtout observée sur les feuilles âgées des branches inférieures de l'arbre. Sur Les fruits les symptômes sont en fonction de l'étape de maturité : les olives verts présentent des tâches molles de couleur marron de 4 à 10 mm de diamètre et les olives mures prennent une couleur gris clair entourée d'un anneau marron clair différent de la couleur du fruit (Bottalico et al., 1995).



**Fig. 15: Cercosporiose de l'olivier (Berger C.,2007)**

# **CHAPITRE 02**

## **Les nématodes rencontrent dans les sols oléicoles**

### 2. 1. Généralités sur les nématodes

Les nématodes ou (Némathelminthes) « vers ronds » sont des animaux vermiformes morphologiquement sont très simple. Ils sont constitués d'un tube externe (cuticule) enveloppant 2 tubes internes superposés, le tube digestif et le tractus génitale (**Cayrol et al., 1992**). Les nématodes parasites des plantes possèdent à la partie antérieure du tube digestif un stylet performant suivi d'un canal œsophagien aboutissant à un bulbe musculaire pompe aspirante et refulante (**de Guiran, 1983**). Une fois la plante perforée par le stylet des enzymes digestives produites par les glandes salivaires y sont injectées par la pompe qui aspire le produit et le déverse dans l'intestin (**Cayrol et al., 1992**).

D'après **Cayrol et al. (1992)**, la considération de leur mode de vie par rapport à la plante est variée. On distingue les nématodes des racines parasites externes (*Tylenchus*) ou internes comme *Pratylenchus*, des nématodes des partie aériennes (*Ditylenchus*, *Aphelenchoides*), d'autres sont sédentaires comme les nématodes à kystes (*Heterodera*, *Globedera*) ou bien nématodes à galles (*Meloidogyne*). Selon la nature de parasitisme des nématodes, on distingue deux groupes les sédentaires et les migrants, ou sont classés trois catégories de nématodes les endoparasites, les ectoparasites et les semi endoparasites (**Ritter, 1991**).

Ces animaux forment un groupe zoologique homogène du point de vu caractéristique anatomique et morphologique mais, très diversifiés par leur mode de vie (**Cayrol et al., 1992**). Selon **de Guiran (1983)** les plus connus et les plus étudiés sont les parasites de l'homme et des animaux. Toutefois, il y a une proposition importante de plantes qui sont attaquées par les nématodes phytophages causant des dégâts directs et indirects sur les cultures. Les dégâts directs sont avant tout un affaiblissement de la plante, parfois des déformations, décolorations, galles, etc. Les dégâts indirects consistent en l'aggravation et même la transmission de maladies virales, bactérienne et ou cryptogamiques.

La reproduction des nématodes se fait selon les espèces soit sexuée, ou parthénogénétique. Chez les espèces parthénogénétiques les mâles n'interviennent pas dans la reproduction (**Agios, 1978**).

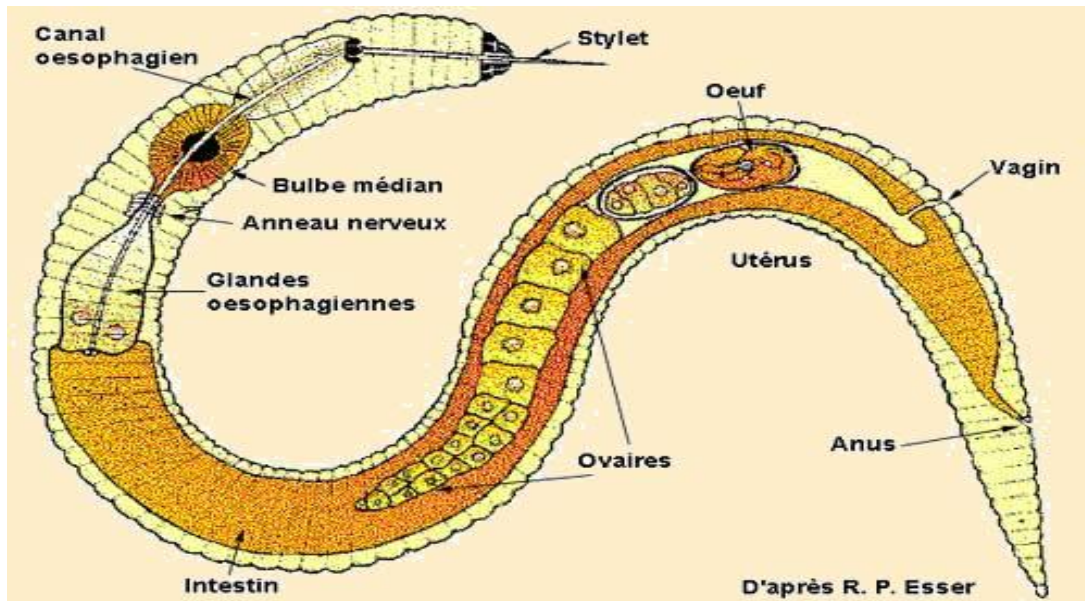


Fig. n°16 : Caractéristiques morphologiques d'un nématode.

## 2. 2. Méthode d'identification morphologique des nématodes

La cuticule d'un nématode est transparente, permettant ainsi l'observation des organes internes dont les organes visibles sont principalement ceux du système digestif et ceux du système reproducteur. L'appareil digestif comprend le stylet, l'œsophage et l'intestin qui débouche à l'extérieur par l'anus. L'œsophage qui occupe la partie entre la base du stylet et l'intestin est constitué de 3 parties : le procorpus antérieur, le bulbe médian similaire à une pompe aspirante (très visible chez certaines espèces comme les *Aphelenchoides* et les glandes œsophagiennes qui produisent les enzymes digestives. Le reste du corps est occupé par l'intestin et l'appareil reproducteur. Chez la femelle, l'appareil reproducteur comprend un ou deux ovaires, l'utérus avec les œufs et le vagin qui débouche à l'extérieur par la vulve. Chez le mâle, la gonade est allongée et tubulaire et s'étend sur plus de la moitié du corps (LNPV, 2010).

L'identification des genres est basée sur des caractères morphologiques observables à la loupe binoculaire tels que : la taille et la forme du nématode, la présence et la forme du stylet et des boutons basaux, la position de la vulve, le recouvrement intestinal par les glandes œsophagiennes, la forme de la queue, de la tête... Les mâles possèdent deux pièces rigides et mobiles utilisées lors de la copulation, appelées spicules qui peuvent aider à l'identification de certaines espèces de nématodes (*Bursaphelenchus* par exemple) (LNPV, 2010).

### 2. 3. Description morphologique des taxons rencontrés

#### 2. 3. 1. Les nématodes *Tylenchida*

Nématodes parfois très renflés et à stylet rentrant, carnivores ou phytophages (cet ordre inclut la majorité des ecto- et endo-parasites phytophages). Bourse copulatrice, quand présente, à expansion cuticulaire sans nervures de soutien (**Bachelier, 1978**)

La classification des Tylenchides donnée par Reddy (1983) est la suivante :

Règne : Animalia

Sous règne : Metazoa

Embranchement : Nematelmintha

Classe : Nematoda

Sous classe : Secernentea

Ordre : Tylenchida

Les différentes familles avec les genres sont classées comme suite (**Brzeski, 1998**):

#### A) famille d'*Aphelenchoididae* :

**A.1) *Aphelenchoides* :** Ce sont des endoparasites migrateurs de 0.7 mm de taille dont le stylet buccal est court et fin (10-12,5µm de long) avec des boutons basaux. Le recouvrement est dorsal et la queue pointue (**Luc et al., 1990; Norton, 1959**). Chez la femelle la vulve se trouve à 65% du corps avec un ovaire court. Le male ne possède pas de bursa (**Jacob et Adams, 1965**) et les spicules ont la forme typique de lever épine (**Franklin et Siddiqi, 1972**).

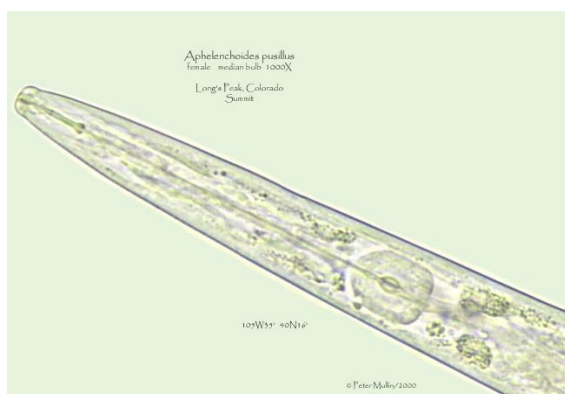


Fig. n° 17 : Morphologie d'*Aphelenchoides* sp. (G.x1000) (Mullin, ; 2000).

B) famille d'*Aphelenchidae*

**B.1) Genre *Aphelenchus*** : Ce sont des endoparasites qui ont une taille moyenne de 0.8 à 1 mm. Le stylet est bien développé. D'après Jacob et Adams (1965), les mâles ne présentent pas de bursa et la femelle possède une vulve postérieure avec un court ovaire.

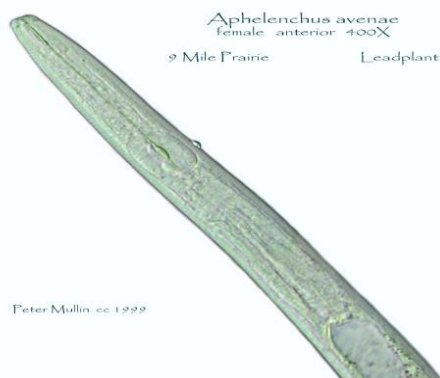


Fig. n° 18: Morphologie de *Aphelenchus* (G. x 100. 400) (Mullin ; 1999)

C) *Hoplolaimidae*

**C.1) Genre *Helicotylenchus***: Dans le genre *Helicotylenchus*, les nématodes sont de taille moyenne (0,4 à 1 mm) avec un stylet bien développée (22-35µm) ils ont un habitus spiralé, rarement en C. La région labiale est conoïde ou rende le champ latéral à quatre lignes et les phasmides sont petites et situées près de l'anus. La femelle a une vulve médiane et deux ovaire génitales habituellement très développée, la branche postérieure est non fonctionnelle chez certaines espèces (Luc, Hunt, and Mochon, 1990).

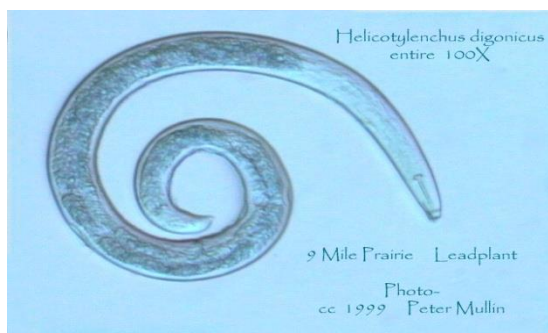
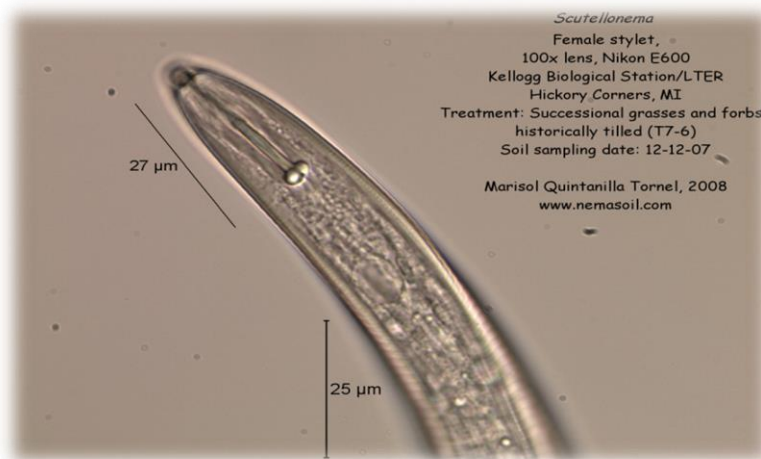


Fig. n°19 : Morphologie de *Helicotylenchus* (G.x 100) (Mullin, 1999).

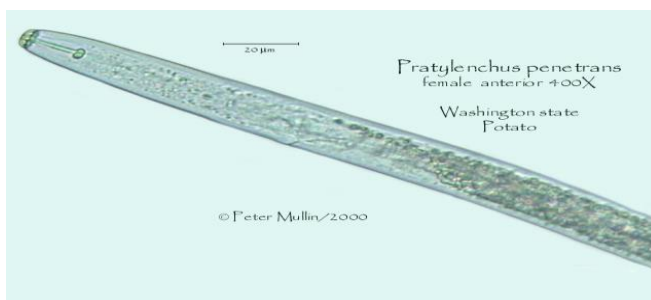
**C.2) Genre *Scutellonema***: sont des nématodes de taille moyenne (0.3 à 1.5 mm). Ils ont un habitus spiralé ouvert ou en forme de C. La tête est modérément sclérifiée et le stylet est

moyennement développé (27 $\mu$ m de long) avec des boutons basaux ronds et l'œsophage recouvre dorsalement l'intestin. Chez la femelle, la vulve est en position médiane avec une queue courte. Chez le male, la queue est également courte et les spicules sont bien développés, arqué s'étendant jusqu'au bout de la queue (**Luc, Hunt and Mochon, 1990**).



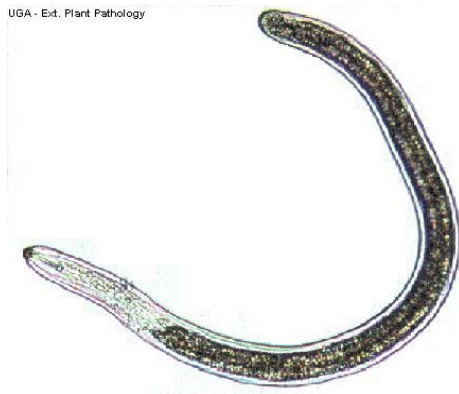
**Fig. n° 20: Morphologie de *Scutellonema* sp. (G.x1000) (Morisol ,2008).**

**C.3) Genre *Pratylenchus*:** sont des nématodes moins d'un mm de long. Ils ont un habitus légèrement courbé. Il n'y a pas de dimorphisme sexuel marqué dans la région antérieure. La région céphalique est haute et aplatie. La région labiale, ayant 2 à 5 anneaux, est fortement sclérifiée et continue avec le corps. Le stylet (moins de  $\mu$ m de long) a des boutons basaux ronds et concaves vers la partie antérieure. L'œsophage et le bulbe médian sont développés dans les deux sexes et la glande œsophagienne recouvre ventralement l'intestin (**Luc, Hunt and Mochon, 1990**). Chez la femelle, la vulve est postérieure (70% du corps). Le système génital comprend une branche unique orientée vers la partie antérieure. La queue est cylindrique ou plus ou moins conoïde et dorsalement. La bursa s'étend jusqu'au bout de la queue et les spicules sont lisses et incurvés (**Luc et al., 1990**).



**Fig. n° 21: Morphologie de *Pratylenchus* (G.x, 400) (Mullin, 2000).**

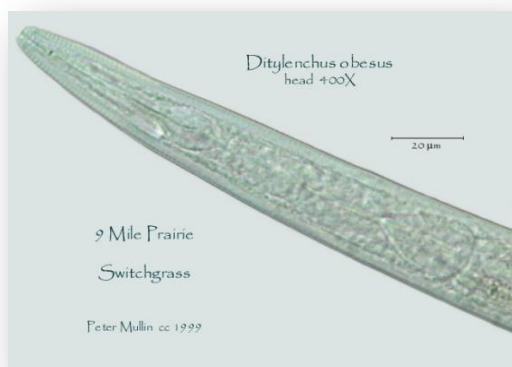
**C.4) Genre *Hoplolaimus*** : Les adultes ont une longueur moyenne de 0,75 à 1mm. Le stylet est caractérisé par des boutons qui ont deux processus antérieurs de projection. La glande œsophagienne recouvre l'intestin dorsalement (Anonyme, 1976). La femelle présente un système reproducteur bi-ovariale est en plein maturité après 4<sup>ème</sup> mue. Il occupe environ 60% de la longueur du corps. L'œuf est pondu avec une tige de 15 mm (Anonyme, 1999)



**Fig. n°22 : Morphologie *Hoplolaimus galeatus* (G.x100) (Richard, 2000).**

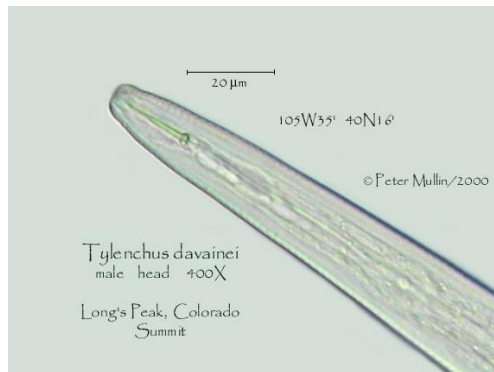
#### **D) famille de *Tylenchidae***

**D.1) Genre *Ditylenchus*** : D'après **Luc et al. (1990)**, les nématodes du genre *Ditylenchus* sont de taille moyenne entre 0.8 et 1.33 mm caractérisées par une tête aplatie avec des lèvres marquées et un stylet buccal court et fin mesurant en moyenne 9 à 11  $\mu$ m. La glande œsophagienne ne recouvre pas l'intestin et la queue est effilée. Chez la femelle, la vulve est postérieure avec un gros ovaire (**Luc, Hunt and Mochon, 1990**).



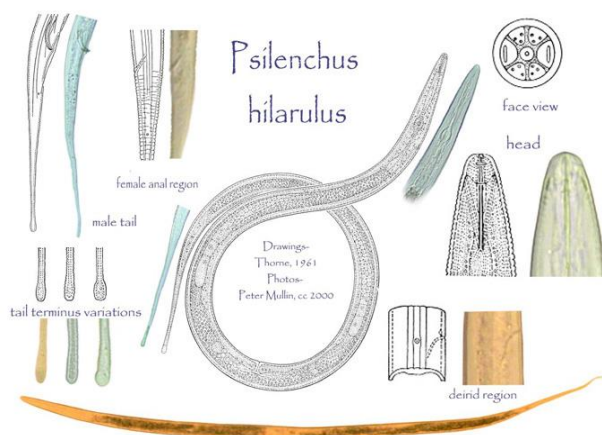
**Fig. n°23 : Morphologie de *Ditylenchus* (G.x400) (Mullin, 1999).**

**D.2) Genre *Tylenchus* :** Les *Tylenchus* sont des nématodes filiformes à sexes séparés avec une queue effilée et recourbée. La longueur du corps est de 1mm en moyenne dont leur stylet buccal est court mesure en moyenne 14-21um (**Jacob et Middepiats, 1988**). La femelle présente une vulve postérieure un seul ovaire (**Luc et al., 1990**) avec une queue effilée et recourbée (**Jacob et Middepiats, 1988**).



**Fig. n° 24: Morphologie de *Tylenchus* (G.x400) (Mullin, 2000).**

**D.3) Genre *Psilenchus* :** Les *Psilenchus* sont des nématodes de taille moyenne de 0.9 à 1.3 mm avec une tête claire. Le stylet buccal est court ne présentant pas de renflements basaux et la glande œsophagienne est sans recouvrement. La queue filiforme avec une terminaison en spatule, la femelle possède 2ovaires (**Luc, Hunt and Mochon ,1990**).



**Fig. n° 25 : Morphologie de *Psilenchus* (G.x2000) (Mullin, 2000).**

E) famille de *Belonolaimidae*

**E.1) Genre *Tylenchororhynchus*** : Ce sont de petits nématodes, ayant rarement plus d'un mm de long, minces et droit dont la cuticule quelque fois divisée en couche. La tête qui est rond et continue avec le corps porte un stylet de 15- 28  $\mu\text{m}$  associé avec des boutons basaux. L'œsophage est développée dans les deux sexes, le bulbe médian est fusiforme, la glande œsophagienne aboutit à l'intestin ou le recouvre rarement (Siddiqi, 1986).

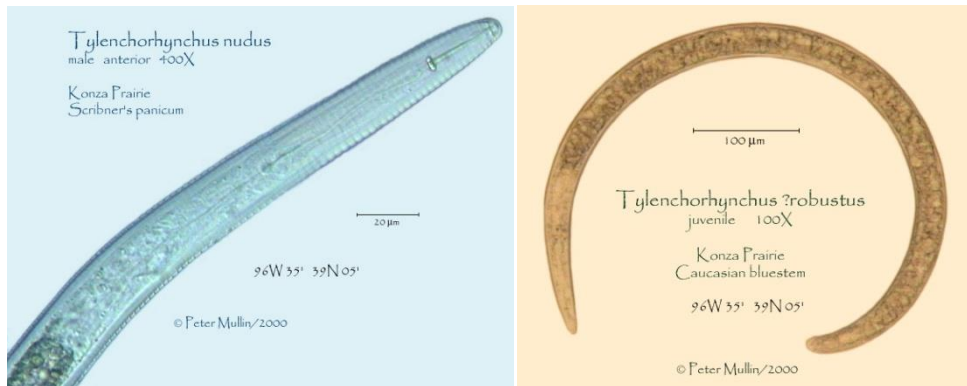


Fig. n° 26: Morphologie de *Tylenchororhynchus* (G.x 100 400) (Mullin, 2000).

F) famille *Tylenchulidae*

**F.1) Genre *Paratylenchus*** : Toutes les espèces de *Paratylenchus* sont de petites taille (180 à 60  $\mu\text{m}$ ) avec une tête ronde ou conoïde portant un stylet de longueur moyenne de l'ordre de 70  $\mu\text{m}$ , mais variés selon les espèces de 30 à 120  $\mu\text{m}$  (le stylet est souvent absent ou réduit chez le male. Les femelles vermiformes ont un seul ovaire dont la vulve est postérieure et le corps est toujours incurvé ventralement (Tylor ,1968; Rhoades and Linford, 1959).

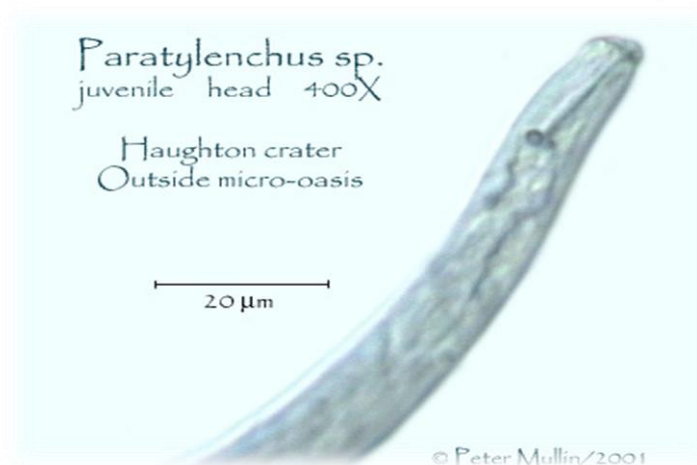


Fig. n° 27: Morphologie de *Paratylenchus* (G.x 400) (Mullin, 2000).

### 2. 3. 2. Les nématodes *Dorylaimida*

Tête sans soies, stylet présente un Œsophage cylindrique, mais plus large en arrière (**Bachelier, 1978**). Elles sont très communes dans les sols cultivés et sont caractérisées par la présence d'un aiguillon buccal robuste et d'un œsophage cylindrique terminé par un renflement musculaire également cylindrique et long dont certaines espèces sont de grande taille pour des nématodes du sol (**Ritter, 1971**). L'ordre de la Dorylaimides comporte de nombreuses familles des espèces détritiphages, bactériophage, prédatrices des œufs, des nématodes et phytophages vecteurs des virus (**Linford and Oliviera ,1937**).

Les Dorylaimides sont classées d'après Reddy (1983) dans :

Règne : Animalia

Sous règne : Metazoa

Embranchement : Nemathelmintha

Classe : Nematoda

Sous classe : Adenophorea

Ordre : Dorylaimida

#### A) famille de *Dorylaimidae*

**A.1)Genre *Dorylaimus*** : Les *Dorylaimus* possèdent un stylet creux dite odontostyle qui sert à perforer les proies et se nourrir à travers. **Linford et Oliveira en 1937** ont conclu que lors de l'alimentation sur les nématodes, la grande partie de ces prédateurs désorganise les organes internes de la proie pour rapidement rendre immobile.

#### B) famille de *Longidoridae*

**B.1) Genre *Xiphenema*** : ce sont des nématodes de taille relativement grande (1.5 à 5 mm) avec un stylet très long (60 à 250 µm). La tête est individualisée ou continue avec le corps. Les ouvertures des amphides sont de larges fontes conduisant à un petit sac en forme d'entonnoir. L'odontostyle en forme d'aiguille est fourchue à sa base. Chez la femelle, la vulve est presque médiane (40 à 50% de la longueur du corps). Chez les males, spicules sont puissants et arqués (**Luc et al. ,1990**).



Fig. n° 28 : Morphologie de *Xiphinema* (G.x400) (Mullin, 2000).

### C) famille de *Mononchidae*

Les *Mononchidae* qui peuvent être classés dans des ordres différents selon les auteurs, constituent une famille bien reconnaissable par leur cavité buccale énorme et armée de dents et un œsophage musculaire absolument cylindrique, souvent de grande taille et il n'est pas rare de voir un ou plusieurs nématodes entiers en voie d'être digérés dans leurs intestins (**Luc, Hunt and Mochon, 1990**).

### 2. 3. 3. Les nématodes de l'ordre *Rhabditida*

Les nématodes sans stylet. Stades larvaires et adultes dans le sol. Nématodes non enveloppés dans une mue. L'œsophage non en massue, mais le plus souvent doublement bulbeux. Lumière de l'intestin bien développée. Bourse copulatrice à nervures de soutien chez les *Rhabditidae*, absente dans les autres familles. Sur matières organiques en décomposition (**Bachelier, 1978**)

Familles : *Rhabditidae*, genre : *Rhabditis*

*Cephalobidae*, genre : *Cephalobus*

*Diplogasteridae*, genre : *Diplogaster*

Les deux premières familles sont importantes car elles fournissent quantitativement partant, l'essentiel de la faune habituelle du sol. Leurs innombrables espèces réparties entre de multiples genres et sous-familles sont détritivores et pullulent particulièrement dans les végétaux en décomposition (**Ritter, 1971**).

### A) famille de *Rhabditidae*

Nous rappellerons aussi l'existence de nombreuses formes que l'on rencontre en abondance dans tous les sols agricoles, mais qui ne sont pas responsables de dommages

directs ou qui peuvent même être utiles en tant que prédateurs. Parmi celles-ci, il faut citer les représentants de l'ordre des *Rhabditides* (Ritter, 1971).

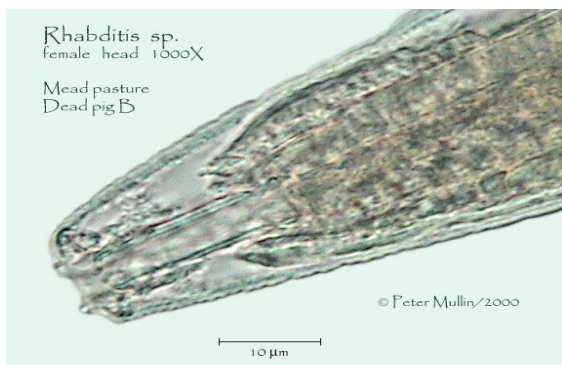


Fig. n° 29 : *Rhabditis sp* (G.x 1000) (Mullin, 2000).

### B) famille de *Cephalobidae*

Dont l'œsophage diffère de celui de la famille précédente par l'absence du premier bulbe. La partie antérieure ayant un aspect cylindrique et étant suivie d'un isthme long et étroit le séparant du bulbe postérieur valvulaire. Leur cavité buccale est formée différentes pièces bien séparées et d'importance comparable (Ritter, 1971).

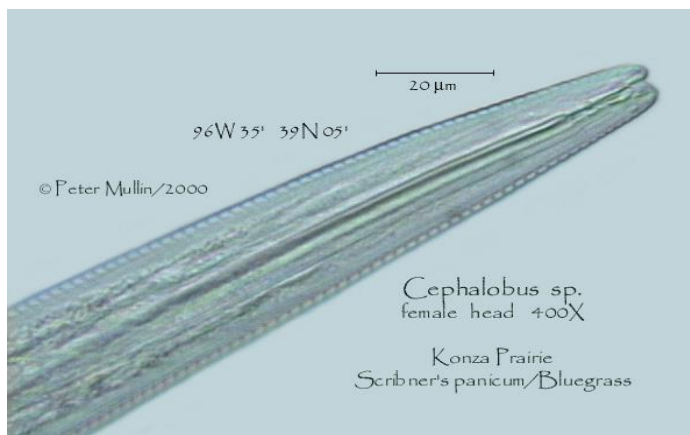


Fig. n°30 : Morphologie de *Cephalobus sp* (G.x 400) (Mullin 2000).

## 2. 4. La diversité trophique des nématodes

Les connaissances sur les habitudes alimentaires des nématodes sont encore fragmentaires, l'examen le plus récent des nématodes dans le sol a distingué 5 types (Yeates et al., 1993)

1. Les nématodes phytophages (*Pratylenchus*, *Heterodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Anguina*, *Longidorus*) qui utilisent leurs stylets pour pénétrer dans les cellules vasculaires des plantes, dont beaucoup de ces nématodes sont associée à une réduction des rendements à des densités de population appropriées.
2. Les nématodes mycophages (*Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Leptonchus*, *Diphtherophora*) qui utilisent leur stylet pour se nourrir des champignons.
3. Les nématodes bactériophages (*Rhabditis*, *Diptogasterce*, *Cebhalobus*, *Acrobeles*, *plectus*, *Macrolaimus* et *Alaimus*) signalés sur des substrats à base de blanc d'œuf et de viande variée. L'idée s'est alors que toutes ces formes étaient saprophages c'est –à-dire qu'elles se nourrissaient de débris ou de jus de substances en décomposition. Or, l'observation attentive du contenu de leurs tubes digestive n'a que très rarement montré la présence de microparticules organiques, alors qu'elle a toujours révélé une grande quantité de bactéries.
4. Les nématodes prédateurs d'autres nématodes sont connus depuis du siècle injectent des enzymes digestives dans le corps des proies, qui paralysent ces derniers presque instantanément (**Hechler, 1963**).
5. Les nématodes omnivores, y compris certains *Dorylaimida*, qui semblent utiliser une combinaison de deux types d'alimentation ou plus.

## **2. 5. Les influences des facteurs abiotiques et biotiques sur les nématodes**

### **2. 5. 1. L'air (Atmosphère des sol)**

Il ressort de nombreux travaux que l'atmosphère du sol, et notamment sa teneur en gaz carbonique et en oxygène, a une influence considérable sur les diverses populations de nématodes. Selon la proportion relative de ces deux gaz, c'est en effet le développement d'espèces différentes qui est plus ou moins favorisé (**Cayrol, 1971**).

D'autres gaz ont aussi une très forte influence sur les populations de Nématodes, tel que l'ammoniac. Dans des tests en boîtes de Pétri, avec *Rizabditis oxycerca*, et sur milieu d'agar additionné de H<sub>4</sub>C<sub>1</sub> ou NH<sub>4</sub>NO (**Katznelson Hendersonet, 1963**) ont observé que l'ion ammonium déterminait une accumulation très nette des Nématodes étudiés. Or, l'ammoniac est lié à la décomposition des matières organiques apparaît dans les rhizosphères, suites à l'action des bactéries ammonifiantes sur les composés amines libérés par les racines des

plantes ou les microorganismes qui leur sont associés. C'est un des produits chimiques du métabolisme des sols qui peut avoir une influence importante sur les Nématodes.

### **2. 5. 2. La température**

La température est un facteur de régulation relativement mineur en zones tropicales humides ou elle est relativement stable, et d'autant plus que les fluctuations peuvent être tamponnées dans la couches profondes du sol. Dans les zones à fort ensoleillement toutefois l'échauffement artificiel du sol par poser d'un film plastique transparent (solarisation) peut être utilisé comme méthode de lutte (**Katan, 1981**).

### **2. 5. 3 La salinité**

Plusieurs investigations révèlent que la pression osmotique de milieu agit différemment sur les espèces de nématodes du sol, certaines se trouvent stimulées, alors que le développement des autres est au contraire freiné voire même stoppé. En effet, **Stephenson (1942)** a montré que des nématodes libres placés dans des solutions salines concentrées diminuent de taille.

### **2. 5. 4 PH le sol**

Les données concernant l'influence du PH du sol sur les relations plante-nématode sont relativement peu nombreuses et parfois contradictoires, le développement des populations étant favorisé par l'augmentation du PH, parfois par sa baisse (**Sara et al., 1991**). En fait, la contradiction n'est qu'apparente puisque ces études concernent des couples nématode-plants différents.

### **2. 5. 5 Les sels minéraux**

D'autres auteurs se sont intéressés aux facteurs chimiques. Les fortes concentrations en sels minéraux (KN03, NaCl, Ca(N03)2, MgSO), ont un effet répulsif sur *Meloidogyne*, mais ce comportement n'est pas généralisable à toutes les espèces de nématodes (**Prot, 1979**). Une protection de 86 à 91 % de plants de tomate contre *M. incognita* a été obtenue par apport de quatre nitrates et d'un sulfite. Indépendamment du mode d'action de ces sels, ces résultats indiquent que l'on peut contrôler une population de nématodes en manipulant des factitifs environnementaux abiotiques **Le Saulx R, (Quénéhervé, 1997)**. Les compétitions interspécifiques sont généralement évoquées pour expliquer cette situation, mais on peut également émettre l'hypothèse selon laquelle des variations spatiales de teneur en certains

éléments physico-chimiques de l'horizon superficiel du sol pourraient aussi intervenir (**Cadet, Albrecht, 1992**).

### **2. 5. 6. La texture du sol**

La relation nématode-type de sol, nommée relation mésologique, est connue depuis longtemps. De nombreux auteurs ont observé que la répartition des nématodes phytoparasites est en relation avec le sol (**Seinhorst,1956; Quénehervé,1988**). La présence d'une plante ne déterminant pas obligatoirement celle des espèces de nématodes qui sont capables de la parasiter. Pour une même plante, les espèces de nématodes présentes dans les sols sableux sont souvent différentes de celles que l'on rencontre dans les sols argileux (**Estioko and Reyes, 1984**). Au nord de la Côte d'Ivoire, les parcelles de canne à sucre situées sur les plateaux gravillonnaires sont surtout attaquées par *Meloidogne*, alors que celles situées sur les zones limono-argileuses en bordure des rivières le sont plutôt par. Les relations concernant des différences de texture du sol présentent cependant peu d'intérêt, du fait qu'il s'agit de caractères stables qu'il n'est pas réellement possible de modifier sur le terrain. Il existe cependant un exemple en Afrique du Sud où les planteurs de canne à sucre ont pu accroître le taux d'argile du sol superficiel en faisant remonter en surface l'horizon argileux profond recouvert par des sables apportés par les crues, ce qui a fait ainsi disparaître durablement les problèmes de nématodes inféodés aux sols sableux (**Anonyme,1982**).

### **2. 5. 7. La matière organique**

La matière organique du sol, qu'elle soit naturellement constitutive (sols tourbeux par exemple) ou qu'elle soit apportée en amendements, contribue généralement à abaisser la pression parasitaire des nématodes. Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette observation (**Cralley, 1949**).

### **2. 5. 8. L'eau (Humidité)**

Les Nématodes des eaux libres ne peuvent généralement pas vivre dans les sols par suite des sécheresses temporaires et, inversement, la plupart des Nématodes du sol ne peuvent pas vivre en eau profonde sauf pour les espèces communes à ces deux biotopes **Luc et Hoestra (1960)**. Les observations ont montré qu'à une humidité donnée, les nématodes se meuvent le plus rapidement quand leur corps peut se maintenir rectiligne ou tout au moins faiblement ondulé, un sable humide naturellement drainé paraît être à 20" un milieu idéal pour le déplacement des nématodes, mais leur capacité de propulsion varie beaucoup avec les

espèces, selon que celles-ci peuvent nager en eau plus ou moins profonde ou ne peuvent au contraire que ramper (**Wallace, 1962 , Wallace et Doncaster, 1964**).

### **2. 5. 9. Le travaille de sol**

Les nématodes sont généralement plus abondants en absence de travail de sol qui induit une modification des caractéristiques physico-chimiques des sols ainsi qu'une modification de la structure spécifique du peuplement de nématodes phytoparasites (**Thomas, 1978**). Cependant, les effets du travail de sol varient en fonction des espèces de nématodes phytoparasites présentés (**Norton, 1979; McSotley, 1996**). Le travail du sol (labour, sarclage...) induit des modifications des conditions hydrique et thermique dans la strate superficielle du sol, où les nématodes sont majoritairement présents, susceptibles d'influencer leur développement (**Norton, 1979**).

### **2. 5. 10. La jachère**

L'assolement est exploité depuis fort longtemps pour gérer l'abondance des nématodes et pour améliorer certains paramètres physico-chimiques du sol. La jachère restaure la structure du sol ou accroît le taux de matière organique (**Greenland , and Nye , 1957; Feller , Lavelle, Albrecht Aand Nicolardot ,1993**) ; elle est largement utilisée pour lutter contre les nématodes pour objectif d'éliminer physiquement ces parasites qui sévissent sur la culture pratiquée en alternance (**Weaver , Kabana , and Carden , 1995**). Par exemple, trois ans de culture de *Panicum* permettent de faire disparaître les *Meloidogyne*, parasites extrêmement pathogènes des cultures maraîchères tout en favorisant le développement d'autres espèces de nématodes, dont l'incidence semble négligeable sur ces cultures (**Netscher, 1985**).

# **CHAPITRE 03**

## **Matériel et méthodes**

### 3. 1. Présentation de la région d'étude

#### 3. 1. 1. Situation géographique

La Wilaya de M'sila, dans ses limites actuelles, occupe une position privilégiée dans la Partie centrale de l'Algérie du nord dans son ensemble, elle fait partie de la région des Hauts Plateaux du centre et s'étend sur une superficie de 18.175 km<sup>2</sup>. Sa position géographique fait que sa vocation principale demeure l'agro-pastoralisme tributaire d'une pluviométrie malheureusement faible et irrégulière ne dépassant pas les 250 mm par an (ANDI 2013). Elle est limitée :

- Au Nord Est : les wilayas de Bordj Bou-Arredidj et Sétif
- Au Nord Ouest : les wilayas de Médéa et Bouira
- A l'est : la wilaya de Batna
- A l'ouest : la wilaya de Djelfa
- Au Sud Est : la wilaya de Biskra.



Fig. 31 : Limite géographique de la wilaya de M'Sila.

### 3. 1. 2. Facteurs climatiques

Le climat joue un rôle fondamental dans la distribution des êtres vivants (**Faurie et al., 1984**). Il modifie les populations faunistiques et floristiques à court ou à long terme. Il forme aussi les différents reliefs les montagnes les plaines les bassins et autres (**Chemery, 2006**). Dans le présent travail qui s'est déroulé au cours de l'année 2018 qui retient ici notre attention, en particulier la température, la pluviométrie et le vent

#### 3. 1. 2. 1. Température

Parmi les principaux facteurs qui influent la vie, la température qui est considérée par Dajoz, (1996) comme le facteur le plus important de tous les facteurs climatiques. Ramade (2003) et Barbault (2003) confirment l'importance de ce facteur et déclarent que la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'êtres vivants dans la biosphère est liée directement aux isothermes.

Les valeurs des températures mensuelles obtenues par l'office national de la météorologie sont présentées dans le tableau ci-après

**Tableau 1** - Températures moyennes mensuelles, des maximas, des minima et des moyennes de la région de M'sila (1988- 2017).

	JAN	FEV	MA R	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NO V	DEC
<b>M °C</b>	18.83	21.56	27.00	30.83	36.60	40.92	43.10	42.60	38.50	33.20	25.1 4	19.70
<b>m °C</b>	-1.40	-0.72	0.81	4.47	11.2	14.26	18.9	19.00	13.80	08.31	1.53	-0.93
<b>M+m/2</b>	8.72	10.42	13.90	17.65	23.90	27.59	31.00	32.8	26.10	20.70	13.3 3	9.38

(O.N.M. 2017)

**M** : Moyenne mensuelle des températures maxima en °C.

**m** : Moyenne mensuelle des températures minima en °C.

**(M+m)/2** : Moyenne mensuelle des températures en °C.

Le mois le plus froid durant cette période est janvier avec une température moyenne de **8.72°C**. La température moyenne mensuelle la plus élevée est celle d’Aout avec **32.8°C**.

**3. 1. 2. 2. Pluviométrie**

Après la température la pluviométrie joue un rôle fondamental dans le fonctionnement et la répartition des écosystèmes. La pluviométrie est définie comme la quantité totale de précipitations telles que la pluie et la neige, reçue par unité de surface et de temps (Ramade 1984 ; Ramade 2003). D’après Barbault (1997) la disponibilité en eau du milieu et l’hygrométrie atmosphérique jouent un rôle essentiel dans l’écologie des organismes terrestres.

Les valeurs des précipitations mensuelles obtenues à partir des données de l’office national de la météorologie exprimées en mm sont présentées dans le tableau ci-dessous :

**Tableau 4 : Précipitations mensuelles et annuelle de la région de M’Sila (1988- 2017)**

	<b>JAN</b>	<b>FEV</b>	<b>MAR</b>	<b>AVR</b>	<b>MAI</b>	<b>JUIN</b>	<b>JUIL</b>	<b>AOUT</b>	<b>SEP</b>	<b>OC T</b>	<b>NO V</b>	<b>DEC</b>	<b>Annual</b>
<b>P mm</b>	18.9 0	14.5 2	18.30	21.60	26.4 0	12.70	6.15	8.90	25.28	24.2 3	19.1 4	19.5 2	<b>196.37</b>

**(O.N.M. 2017)**

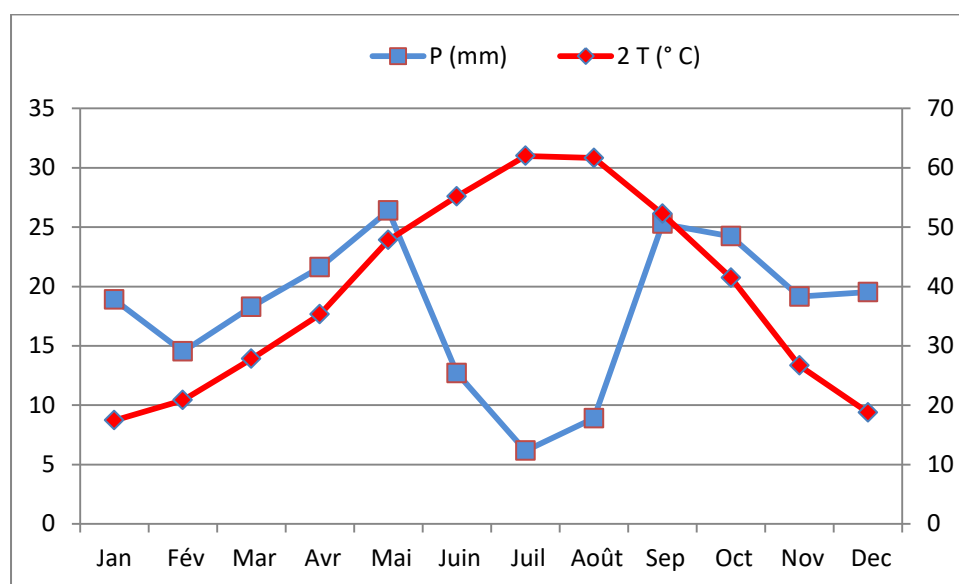
Dans la région de M’Sila, le mois le plus pluvieux durant cette période est le mois de Mai (26.40 mm) suivi par septembre et Octobre avec 46,51 mm, alors que juillet est le mois sec avec 6.15 mm.

**3. 1. 3. Synthèse climatique**

La synthèse climatique s’accomplit de deux façons complémentaires. Elle implique la construction du diagramme ombrothermique de Gaussen et celle du climagramme pluviométrique d’Emberger, le premier est appliqué à la région d’étude :

**3. 1. 3. 1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen**

Le diagramme ombrothermique est obtenu en portant sur l'axe des abscisses les mois de l'année et en ordonnées les précipitations et les températures. Les températures présentent une échelle double par rapport à celle des précipitations (FAURIE *et al.*, 1984). Le climat est sec quand la courbe des températures passe au-dessus de celle des précipitations et il est humide dans le cas contraire (DREUX, 1980 ; DAJOZ, 1996). GAUSSEN cité par DAJOZ (1971) considère le climat d'un mois comme sec si les précipitations exprimées en millimètres sont inférieures au double de la température moyenne en °C. C'est à partir du diagramme de Gausсен, que nous avons pu définir les mois secs et les mois humides.



**Fig. 32 : Diagramme ombrothermique de la région de M'Sila entre 1988-2017**

Le diagramme ombrothermique de la région de M'Sila des années 1988- 2017 révèle la présence de deux périodes humides s'étalent de Janvier en Mai et de septembre en décembre. Tandis que, la période sèche s'étale de mi mai en aout.

### 3. 2. Inventaire des nématodes associés à l'oléiculture

#### 3. 2. 1. Méthodologie

- Le travail expérimental est réalisé en fonction des étapes suivantes :
- Sortie sur terrain et prélèvement des échantillons de sol ;
- Extraction des nématodes du sol par la méthode de **Baermann modifié** ;
- Caractérisations des nématodes (dénombrement et identification) sous loupe binoculaire en se basant sur deux clés d'identification : **Jacob et Middepiats (19)**, **yeates et al. (1993)** ;

- fixation et montage des nématodes ;
- Analyse pédologiques.

### 3. 2. 2. Sites d'échantillonnage

Les échantillonnages ont été réalisés dans 6 stations oléicoles situées dans: Melouza, Hammame El-Dalaa, kettaf, Logmane, Belaiba et Ain Elkhadra. Les prélèvements dans ces 6 stations ont concerné des jeunes vergers de classes d'âges différentes (5 - 15 ans). La répartition spatiale des nématodes à été retenue pour cela nous avons limité les prélèvements dans chaque verge à profondeur du sol (de 30 à 50 cm)

### 3.2.3. Méthodes d'échantillonnage

Le dispositif choisi résume le mode de prélèvement dans nos stations d'études. Les échantillons de sol sont réalisés sur une surface de un hectare par station. Pour chaque station, les prélèvements ont été effectués cette surface d'un hectare chaque station( divisé en 4 parcelle). Au niveau de chaque un prélèvement de sol composé, qui consiste à réunir des échantillons élémentaire de sol d'environ 200g chaque prélevé dans la rhizosphère des arbres à l'aide d'une tarière. Dans chaque parcelle, nous avons choisi 4 arbres le long d'une diagonale, autour de chaque arbre nous prélevons (4 échantillons de sol de 200g) aux profondeurs étudiés (30 à 50 cm) rassemblés dans des sacs référencés. Ces prélèvements ont été réalisés pendant les mois pluvieux Mars et Avril de l'année 2018 dans les répartitions d'études.

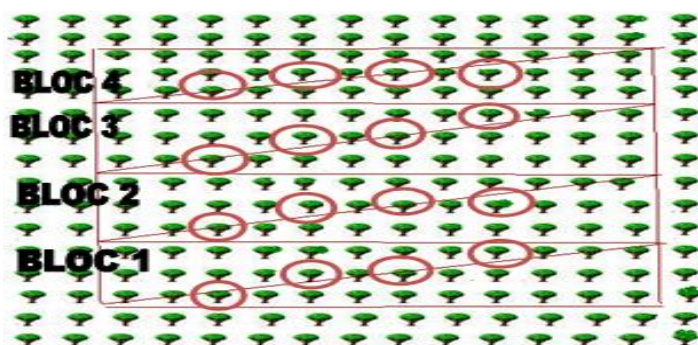


Fig. 33: Dispositif expérimental de chaque site étudié.

### 3. 2. 4. Extraction des nématodes du sol

La méthode d'extraction utilisée est Baermann modifié, cette méthode est classiquement utilisée pour les extractions de nématodes mobiles à partir de broyats de végétaux, de semences, de terreaux organiques ou de faibles quantités de sol. Elle peut aussi servir à clarifier une solution après élutriation appelée aussi « méthode des assiettes, ou méthode des plateaux de Whitehead » (LNPV, 2010).

#### 3. 2. 4. 1. Matériel nécessaire

Le matériel utilisé pour l'extraction des nématodes se présente comme suite :

- Bécher ;
- Assiette ;
- Etiquettes ;
- Des tubes à essai de 25 et 50 ml ;
- Tamis avec papier filtre ;
- Pissette d'eau ;
- Cellules de comptage gradué ;
- Loupe binoculaire ;
- Microscope optique ;
- Lame, lamelle ;
- Canal à pêche.

#### 3. 2. 4. 2. Procédé d'extraction

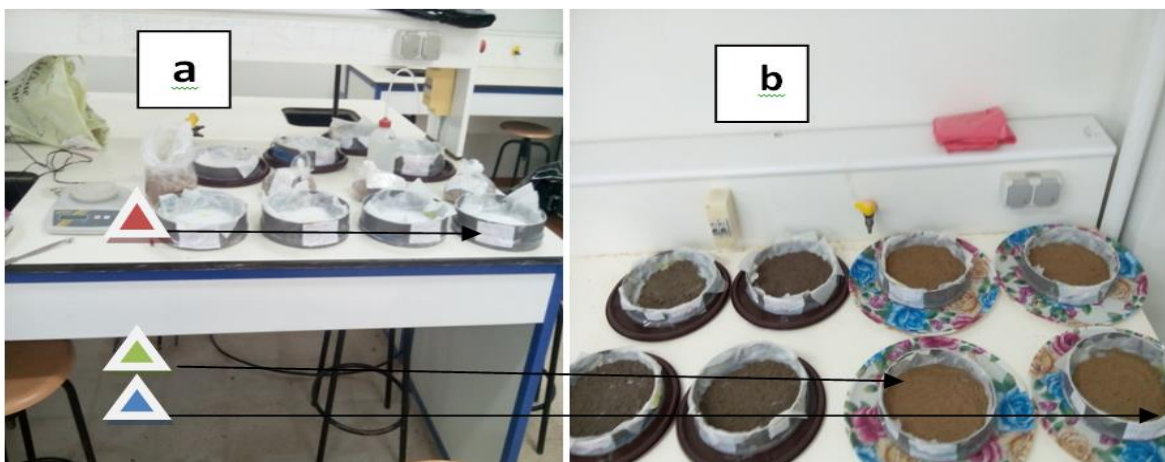


Fig. 34 : Méthode d'extraction des nématodes du sol

a) **Tamis recouvertes par papier filtre ; b) étalement des échantillons du sol sur papier filtre.**



**Tamis avec une filtre en papier**



**Echantillon de sol**



**Assiette**

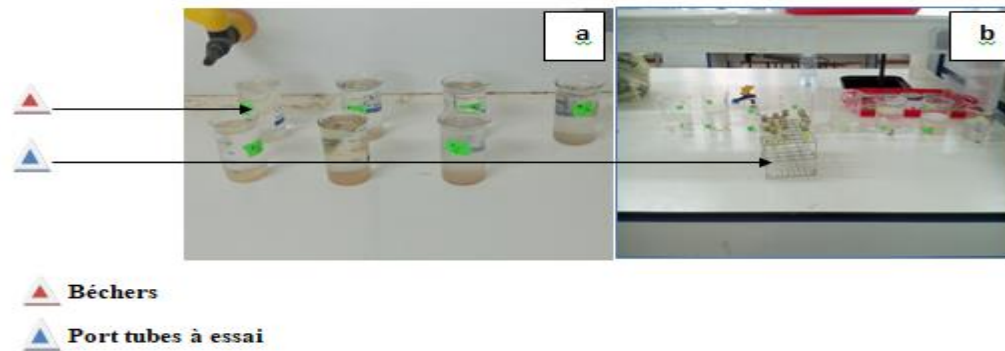
A l'aide d'un tamis à grosse maille, enlevez les cailloux et débris divers et brisez les mottes de terre. Dans un récipient en plastique (bassine, seau) mélangez l'échantillon de sol. Prélevez un volume de sol (e.g. 100 ml).

Placez un filtre en papier, (nappe en papier, mouchoir en papier) sur le tamis placé sur le plateau/soucoupe en plastique étiqueté en s'assurant que la base du tamis est entièrement recouverte par le filtre. Etiquetez. Placez le volume de sol sur le papier-filtre et le tamis. Il est important que le sol ne déborde pas le papier filtre ces débordements entraînent le salissement des solutions d'extraction.

Rajoutez de l'eau aux plateaux/soucoupes d'extraction. Prendre soin de verser délicatement l'eau dans les soucoupes et non sur le papier-filtre ou le sol (entre le bord de la soucoupe et le tamis). Ajoutez la quantité d'eau nécessaire pour humidifier mais non couvrir l'échantillon de sol et pour éviter le dessèchement. Si nécessaire vous pouvez toujours rajouter de l'eau plus tard. Laissez (de préférence à l'obscurité) au calme pendant une période définie (48 heures si possible) et les nématodes du sol traverseront le filtre de papier pour se retrouver dans l'eau au fond du plateau/soucoupe.

### **3. 2. 4. 3. Purification des nématodes par passage actif**

Après la période d'extraction, Retirez le tamis et jetez le sol puis récupérez l'eau provenant du sol dans la solution d'extraction. Versez délicatement l'eau de la soucoupe dans un bécher étiqueté, en utilisant une pissette pour rincer la soucoupe. Laissez les solutions décanter pendant 1 heure pour permettre aux nématodes de migrer aux culots de sédimentation. Ensuite il sera réajusté à la graduation adéquate (25, 50,75 ou 100ml) en fonction de la densité des nématodes dans le tube en siphonnant l'excès d'eau.



**Fig. n° 35 : récupération des nématodes après passage actif du sol**

**a) Décantage des solutions d'eau récupérées ; b) Ajustement de volume des solutions d'extraction.**

### **3. 2. 4. Dénombrement et identification des taxons**

Les nématodes extraits peuvent être observés et dénombrés à l'aide d'une loupe binoculaire à lumière diascopie ou d'un microscope optique, l'accès aux deux serait idéal. Un grossissement de 45 x est recommandé pour le comptage et l'identification des nématodes en utilisant des cellules de comptage d'une capacité de 5 ml. Les loupes binoculaires permettent une meilleure manœuvrabilité et mise au point, particulièrement lorsque les échantillons sont sales. Les nématodes qui ne peuvent pas être identifiés dans la plaque de comptage, doivent être pêchés à la main et montés sur une lame de verre pour une identification à un plus fort grossissement sous le microscope. L'identification morphologique est basée sur l'observation de certains caractères discriminants (la longueur et la forme du stylet, la forme de la tête, de la queue, la longueur du corps, la disposition de la glande œsophagienne par rapport à l'intestin) à l'aide de clés d'identification de Jaccob et Midepiaat (1988) et celle de Yeates et al. (1993).

Les échantillons qui ont déjà été concentrés à 5 ml peuvent être comptés dans leur totalité, mais si la densité en nématodes est élevée ou si l'échantillon est sale, une proportion de l'échantillon (un aliquote) peut être comptée après dilution avec de l'eau. Les populations de nématodes du sol sont exprimées en nombre de nématode par  $\text{dm}^3$  ( $\text{N}/\text{dm}^3$ ) (Merny et luc, 1969)

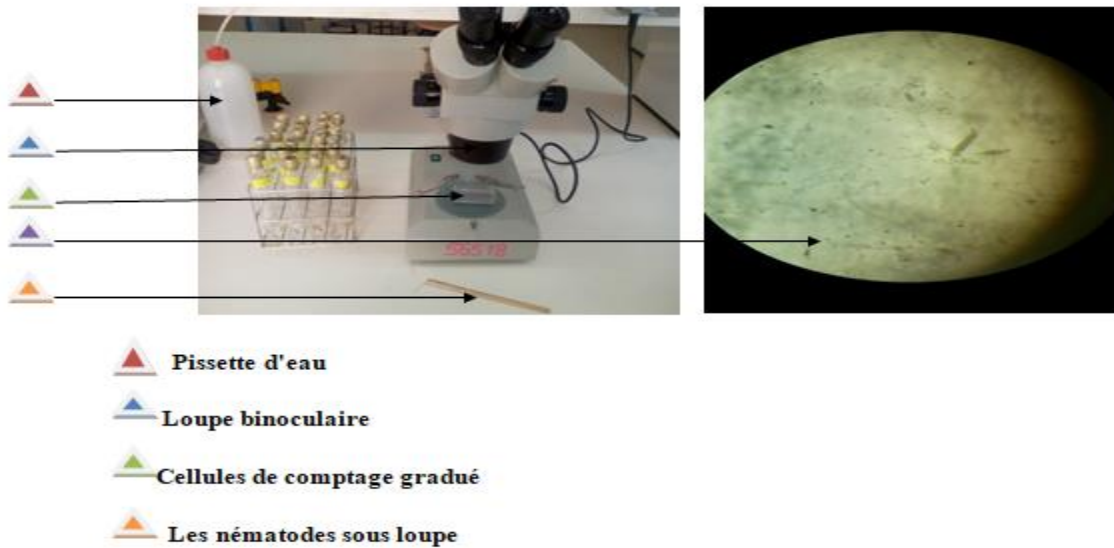


Fig. n° 36 : Dénombrement et identification des taxons.

### 3. 2. 5. Fixation et montage des nématodes

#### 3. 2. 5.1. Fixation

Chauffer la solution de fixation jusqu'à ébullition dans un tube à essai ou dans un bécher immergé dans de l'eau bouillante. Rassembler les nématodes dans une salière en verre dans une goutte d'eau et ajouter 2–3 ml de solution de fixation avec une pipette (LNPV, 2010).



Fig. n° 37 : Chauffage de fixateur de Grise dans un bain marie.

#### 3. 2. 5. 1. Montage

Après 3 jours on enlève le fixateur, on ne garde juste que une goutte pour éviter le dessèchement des nématodes, puis on remplit les salières jusqu'à  $\frac{1}{2}$  de son volume avec la solution (S1) et on les place sans couvercle dans un dessiccateur à alcool 95%. L'ensemble

est placé dans une étuve réglée à 37°C pendant 24 h .Le lendemain on enlève les 2/3 du volume de S1 et on remplace par le même volume de la solution S2 de façon à avoir dans la salière (1) volume de S1 et (2) volumes de S2. Ces dernières sont mises dans sur un plateau puis placées dans l'étuve à 40°C pendant 2 jours avec couvercle entre ouvert pour permettre une évaporation lente de l'alcool. Passé ce délai, les salières sont retirées de l'étuve et placées dans un dessiccateur avec du silicate gel (évite la réhydratation des nématodes) pendant une journée au minimum avant le montage des nématodes entre lames et lamelles.



Fig. n° 38 : technique de montage des nématodes

### 3. 3. Analyse pédologiques des échantillons du sol

#### 3. 3. 1. Détermination de pH du sol

Le PH se mesure par voie électrométrique, sur une suspension aqueuse dont le rapport sol/eau est de (1/2.5) (PETARD, 1993 et CIRAD,2004). C'est ainsi qu'on a déterminé l'acidité actuelle (ou pH eau (sol/eau=1/2.5)) et acidité potentiel (pH KCL (sol/KCL N=1/2.5)).



Fig. n° 39 Détermination de pH du sol.

### 3. 3. 2. Détermination la conductivité électrique (CE)

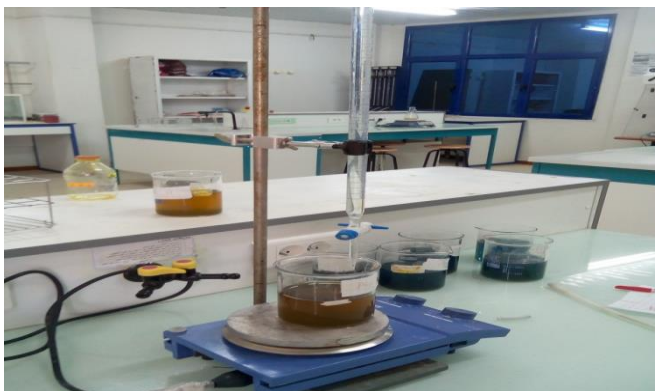
Elle représente la quantité des sels soluble dans les sols, on mesure cette conductivité sur la base d'une suspension 1/5 par conductivité mètre (**AUBERT, 1978**).



**Fig n°40 Détermination la conductivité électrique (CE)**

### 3. 3. 3. Dosage de la matière organique

Les méthodes de détermination du taux de MO par le biais du carbone organique sont fondées sur le fait que le carbone représente 58 de la MO suffit de déterminer la teneur en cet élément pour en déduire la quantité de MO présent. La méthode la plus exacte est sans aucun doute le dosage par voie sèche, mais dans la pratique elle ne peut servir que de méthode de référence ; reste donc la méthode par voie humide (méthodes de **ANNE** à chaud et celle de **WALKLEY** et **BLACK**



**Fig n° 41 Dosage de la matière organique**

### 3. 4. Exploitation des résultats

#### 3. 4. 1. Indices écologique

-Abundance absolue des individus rencontrés dans les échantillons de sol ;

-Abundance des différents groupes trophiques (PP: parasite des plantes), (NF: nématodes fungivores), (NB: nématodes bactériovores), (OP: Omnivore, Prédateurs) ;

-Diversité trophique (T);  $T=1/\sum p_i^2$ , ( $P_i$ ) est la proportion de chaque groupe trophique ;

#### 3. 4. 2. Logiciels statistiques

Tous les prélèvements ont été répétés quatre fois, Les données recueillies sur les communautés de nématodes rencontrés les six stations oléicoles ont fait l'objet d'analyses statistiques. Les résultats, présentés sous forme de courbes ou d'histogrammes, rejoignent le plus souvent des valeurs moyennes avec des écarts-types, ces derniers ont été réalisés par le logiciel Excel.

Lorsque le problème est de savoir si la moyenne d'une variable quantitative varie significativement selon les conditions (stations d'étude), on utilise l'analyse de la variance par le logiciel "**SYSTAT vers. 12 SPSS 2009 et Excel tm**".

Les corrélations existantes entre les constituants physico-chimiques du sol et les groupes trophiques de nématode dans notre région d'étude sont mises en évidence par le coefficient de corrélation. En conditions paramétriques, il s'agit du coefficient  $r$  de Pearson et en conditions non paramétriques, du coefficient  $\rho$  de Spearman. L'équation de la droite de régression est calculée lorsque les distributions sont en accord avec la normalité et que le coefficient de Pearson est significatif.

# **CHAPITRE 04**

## **Résultats et Discussion**

#### 4.1. Discussion générale

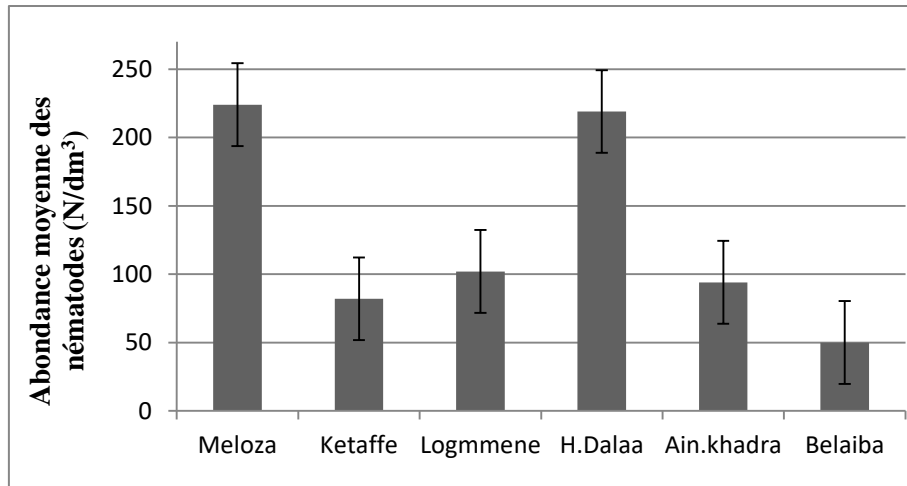
L'analyse nématologique a révélé une richesse totale de 17 genres de nématodes dont leurs densités varient en fonction des stations d'étude. Ils sont répartis en fonction de leur régime alimentaire en trois groupes trophiques. Ces derniers sont regroupés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau . 3: Les nématodes recensés dans les stations oléicoles et leurs groupes trophiques.**

Groupes trophiques	Taxons
Nématodes phytoparasites facultatifs et obligatoires (NP)	<i>Aphelenchus</i> sp., <i>Aphelenchoides</i> sp., <i>Tylenchus</i> sp., <i>Ditylenchus</i> sp., <i>Helicotylenchus</i> sp., <i>Paratylenchus</i> sp., <i>Tylenchorhynchus</i> sp., <i>Xiphinema</i> sp., <i>Pratylenchus</i> sp. et <i>Nothotylenchus</i> sp.
Nématodes bactériovores (NB)	<i>Rhabditis</i> sp., <i>Cephalobus</i> sp., <i>Acrobeles</i> sp. et <i>Chiloplachus</i> sp.
Nématodes omnivores- prédateurs (NOP)	<i>Dorylaimus</i> sp., <i>Discolaimus</i> sp et <i>Mononchus</i> sp.

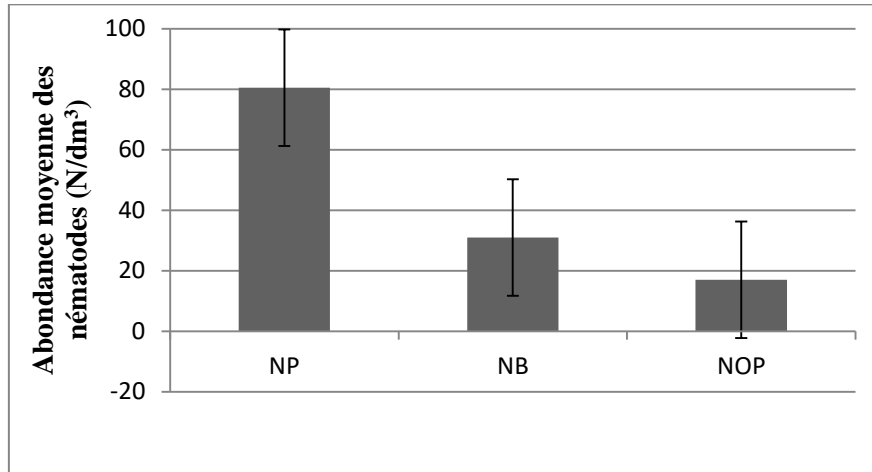
#### 4.2. Densité moyenne (N/dm<sup>3</sup>) globale des nématodes du sol rencontrés dans la région d'étude

Les résultats dévoilent l'abondance des nématodes du sol dans Melouza et Hammem Delaa. Toutefois, l'abondance de ces derniers est faiblement marquée dans la station de Belaiba.



**4.3. Densité moyenne (N/dm<sup>3</sup>) globale des différents groupes trophiques rencontrés dans la région d'étude:**

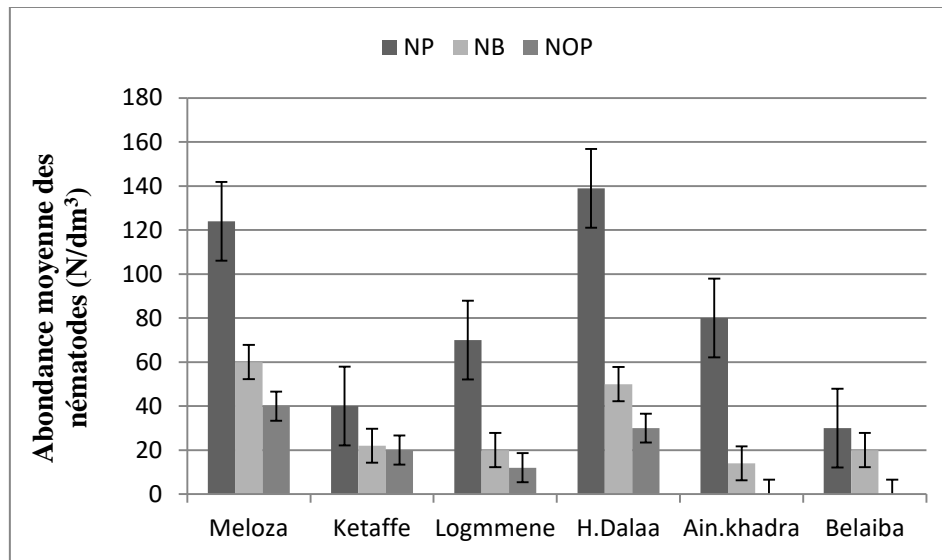
Les résultats obtenus montrent que le groupe des nématodes phytophages est le plus fréquent. Il est présent dans toutes les stations prospectées, suivi par le groupe des Bactérovores et en dernière position les nématodes omnivores-Prédateurs



**4.4. Répartition de la densité moyenne (N/dm<sup>3</sup>) des groupes trophiques en fonction des stations d'étude**

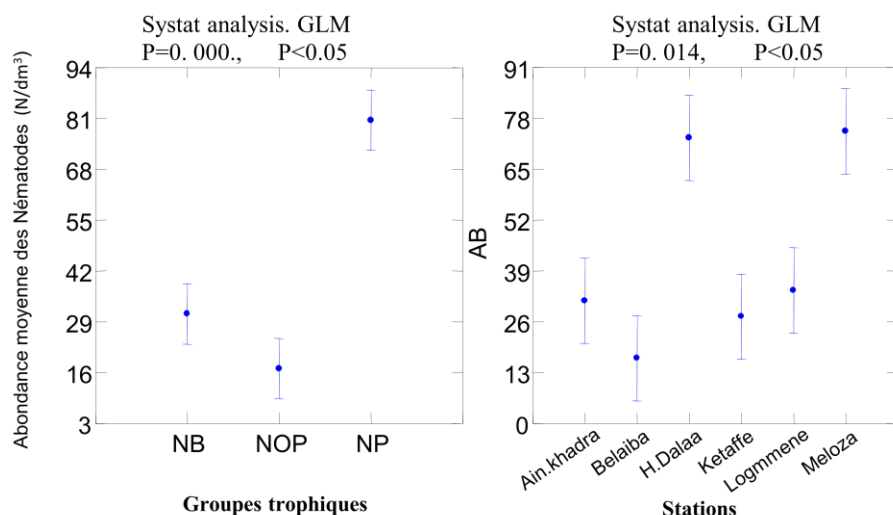
Les résultats obtenus sur répartition de la densité moyenne des groupes trophiques dans les stations d'étude montrent que le groupe des phytophages est dominant dans toutes les stations

suiwi par le groupe des bactériovores. Pour les nématodes omnivores prédateurs, leur présence n'a été pas signalée dans les stations de Belaiba et Ain Elkhadra.



#### 4.5. Répartition spatiale des abondances moyennes (N/dm<sup>3</sup>) globales des groupes trophiques à travers l'analyse de la variance

Le modèle linéaire global (G.L.M.) appliqué à la répartition spatiale des abondances moyennes des groupes trophiques montre des différences hautement significative entre les groupes trophiques et significatives entre les stations. ( $p=0,000$  et  $p=0,014$  respectivement ;  $P < 0,05$ ). Les stations de Melouza et Hammem Delaa sont les plus abondants en nématodes notamment les phytoparasites suivi par les bactériovores, alors que les omnivores prédateurs sont les moins représentés.



#### 4.6. Diagnostic écologique des communautés de nématodes dans les six stations oléicoles

Les résultats révèlent que la Richesse totale du peuplement nématologique varie en fonction des stations d'étude dont le nombre de taxons le plus élevé est signalé dans la station de Melouza. Toutefois, La diversité trophique varie de (0,44 E-04) à (7,692 E-04) ; la diversité trophique la plus faible est enregistrée pour la station de H. Dalaa. Du même, la richesse générique fluctue entre (8,54) et (13,09) avec une valeur maximale pour la station de Belaiba.

**Tableau z :** Variation spatiale des indices écologiques dans les stations d'étude.

Indices écologiques	Melouza	Ketaffe	Logmmene	H.Dalaa	Ain.khadra	Belaiba
<b>Abondance Absolue</b>	74,667	27,333	34	73	31,333	16,667
<b>Richesse totale (S)</b>	15	5	6	13	9	4
<b>diversité trophique (T)</b>	0,486E-04	4,025 <sup>E</sup> -04	1,8369 <sup>E</sup> -04	0,44E-04	1,516 <sup>E</sup> -04	7,692 <sup>E</sup> -04
<b>Richesse générique (G)</b>	8,54	11,14	10,45	8,59	10,70	13,09

#### 4.7. Effet de quelques caractéristiques physico-chimiques du sol sur structure trophique des nématodes rencontrés

Pour évaluer l'influence des caractéristiques physico-chimiques du sol sur les groupes trophiques, nous avons choisi l'analyse de corrélation qui fait ressortir les données enregistrées dans le tableau w. Sur ce tableau, les valeurs du coefficient de Pearson sont au dessous de la diagonale, les probabilités associées sont positionnées au dessus de la diagonale.

En ce qui concerne les groupes trophiques, le tableau révèle une corrélation positive entre les nématodes phytophages - les bactériovores ( $p=0,046$ ) et entre ces derniers avec les prédateurs Omnivores ( $p=9,37 \text{ E-}3$ ). Quand aux corrélations groupes trophiques / caractéristiques physico-chimique, le tableau dévoile que les nématodes bactériovores sont corrélés positivement à la teneur en matière organique ( $p=8,85 \text{ E-}3$ ).

**Tableau . 4 : Corrélations entre les caractéristiques physicochimique du sol et les groupes trophiques.**

	C.e	PH	M.O	NP	NB	NOP
C.e	0	0,10663	0,10936	0,91031	0,46843	0,24574
PH	-0,71999	0	0,14523	0,73254	0,56598	0,37669
M.O	0,71623	-0,67018	0	0,46139	0,00885	0,90439
NP	-0,059863	0,18026	0,37692	0	0,04659	0,10589
NB	-0,37146	0,29818	0,26712	0,81816	0	0,0093762
NOP	-0,56201	0,44489	-0,063824	0,72102	0,91986	0

#### 4.8. Discussion générale

L'étude réalisés au cours de la période pluvieuse de l'année 2018 sur les nématodes présents dans la région de M'Sila fait ressortir dix-sept genres de nématode dont les densités varient en fonction des stations d'étude (Belaiba, Ketaffe, Logmane, Ain Elkhadra, Melouza et Hammem Delaa). Ils sont représentés par *Rhabditis sp.*, *Cephalobus sp.*, *Chiloplacus sp.*,

*Aphelenchus sp.*, *Aphelenchoides s.*, *Ditylenchus sp.*, *Tylenchus sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Pratylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, *Nothotylenchus sp.*, *Xiphinema sp.*, *Discolaimus sp.*, *Dorylaimus sp.* et *Mononchus sp.* Les taxons identifiés sont répartis en fonction de leur régime alimentaire en trois groupes trophiques : Phytoparasites obligatoires et facultatifs, bactériovores et prédateur omnivore (Yeates et al., 1993).

Nos résultats sur l'inventaire des nématodes sur olivier rejoignent d'un point de vue taxons rencontrées les travaux accomplis sur l'oléiculture dans différent pays du monde de plusieurs auteurs notamment celle de **Lamberti et al.** (1975) en Algérie qui a démontré la présence de *pratylenchus vulnus* et *Helicotylenchus spp* sur olivier ainsi que les travaux de **Scognamiglio et al.** (1968) en Italie pour *Aphelenchoides spp.*, *Ditylenchus spp.* et *Paratylenchus sp.*, les travaux de **Hirschmann et al.** (1966) et **Vlachopoulos** (1991) en Grèce pour *Aphelenchus avenae*, *Psilenchus sp.* et *Xiphinema index* aussi bien les investigations de **Peña-Santiago** (1990) en Espagne pour *Tylenchus arcuatus*

La présence de certains espèces de nématodes non spécifique à l'olivier peut être expliquer par la présence d'un couvert assez dense de plante spontanées graminées semblables aux travaux de plusieurs auteurs sur les graminées dans différent pays du monde notamment ceux de [Tikyani](#) et [Khera \(1969\)](#) en Inde qui ont démontré la présence de *Nothotylenchus sp.* dans la rhizosphère de *Sorghum vulgare* [*Sorghum bicolor*] ainsi que les travaux les travaux de **Kimpinski et al.** (1992) pour *Pratylenchus penetrans* et *Tylenchorhynchus sp.* à l'île-du Prince-Édouard (Canada).

La répartition des abondances des groupes trophiques varie dans la région de M'Sila en fonction des stations prospectées. Selon **Norton et Niblack** (1991), la variabilité des abondances des nématodes est en relation avec les différences dans leurs cycles de vie, la qualité et la disponibilité des ressources alimentaires, les relations biotiques avec les microorganismes du sol et les facteurs physico chimiques du milieu. De même **Hânel** (1995) déclare que les modifications de la structure trophique des peuplements des nématodes sont en relation avec des changements de leurs ressources alimentaires.

En effet, l'analyse des résultats par le Modèle Linéaire Général (G.L.M.) révèle une différence significative ( $P < 0.05$ ,  $P = 0.014$ ) entre les stations d'étude dont les stations de Melouza et Hammem Delaa sont les plus abondants en nématodes. La végétation dans ces stations est plus dense et plus variée en graminées, se qui rendre le milieu riche en nourriture qui permis de la pullulation des nématodes. Ce ci confirme les travaux de **Villenave et al.**

(2001) qui prouve que le simple fait de nettoyer de sol des adventices diminue le nombre de racines sur lesquelles peuvent se nourrir les nématodes phytoparasites.

L'exploitation des résultats par des indices écologiques montre que ces derniers varient en fonction des stations d'étude. La diversité trophique (T) décrit la diversité des groupes fonctionnels dans les populations de nématodes. Dans notre étude les valeurs de la diversité trophique oscillent entre (0,44 E-04) à (7,692 E-04). Celles ci qui sont inférieure à celles obtenues par Liang et *al.* (2000; 2002) sur des arbustes dans des biotopes arides. Quant au calcul de l'indice de richesse générique, il nous permet de déduire la richesse des stations en taxons dont les valeurs obtenues (8,54 à 13,09) dans notre travail sont supérieures à celles observées dans la prairie (3,03) par Yeates et King (1997).

L'effet des caractéristiques Physico-chimiques du sol sur les groupes trophiques révèle une corrélation positives entre les nématodes bactériovores et le taux en la matière organique dans la mesure où ils se développent au détriment des bactéries ou des champignons associés à la présence de la matière organique (Sarah, 1995). les bactériovores sont toujours abondants dans les sols cultivés (Wardle et *al.*, 1995) et pullulent toujours dans les sols très riches en matière organique (Yeates et King, 1997).

Par contre, aucun effet n'a été enregistré pour les autres caractéristiques (PH et C.e) sur les nématodes. Nos résultats sont en accord avec Steiner (1924) qui a indiqué que le PH du sol est un facteur écologique sans importance pour les nématodes. Cependant, les travaux de Kandji et *al.* (2001) ont montré que *Helicotylenchus* et *Pratylenchus* sont corrélés positivement au pH, alors que *Xiphinema* est négativement.

De même les résultats dévoilent que les bactériovores sont corrélés positivement aux phytoparasites et aux Prédateurs Omnivores. Selon Tylor (1968) et Hopper et Southey (1978) certains espèces de nématodes comme *Aphelenchus sp.*, *Aphelenchoides sp.* et *Ditylenchus sp.* qui sont phytophages deviennent mycophages dans certaines conditions. De ce fait, ces derniers et les bactériovores sont de bons indicateurs de fertilité, dans la mesure où ils se développent au détriment des bactéries ou des champignons associés à la présence de la matière organique (Sarah, 1995).

# **Conclusion**

## Conclusion Générale

---

### Conclusion Générale

L'Olivier présente une remarquable rusticité et une plasticité lui permettant de produire dans des conditions difficiles (adaptation à une large gamme de sol et une insuffisance de l'irrigation), mais sa productivité reste toujours limitée par plusieurs facteurs biotiques et abiotiques

Au cours de ce travail, Nous avons étudié l'influence de population de nématodes sur la culture d'olive de six stations dans le wilaya de M'sila, cette étude permet de considérer

Nous avons prélevé des échantillons de sol par la méthode d'échantillonnage en zigzag dans chaque site étudié.

À propos de la méthode d'extraction (Baermann modifiée), elle a permis d'obtenir des résultats pour le comptage du nombre de nématodes obtenus

En outre nous avons pu identifier les genres des nématodes.

Les nématodes sont généralement hétérogènes dans le temps et dans l'espace et varient en fonction des espèces considérées, Le premier facteur explicatif de leur présence est la présence d'une plante hôte (olivier), Cependant d'autres facteurs édaphiques, aussi bien biotiques qu'abiotiques Au cours de cette étude, nous avons évalué les effets des nématodes sur l'olivier correspondant au milieu le pourcentage des complexes (argile, sable) et les caractéristiques chimiques du sol (pH, CE, MO....).

Notre étude nous a permis de connaître 17 genres de nématodes dans les sols oléocoles des zones

*Aphelenchus* sp., *Aphelenchoides* sp., *Tylenchus* sp. *Ditylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Xiphinema* sp., *Pratylenchus* sp. et *Nothotylenchus* sp., *Rhabditis* sp., *Cephalobus* sp., *Acrobeles* sp. et *Chiloplachus* sp., *Dorylaimus* sp., *Discolaimus* sp et *Mononchus* sp.

Les nématodes inventoriés sont rangés en:

- les nématodes phytophages (obligatoires ou facultatifs) qui renseignent sur la nature et l'état de la couverture végétale et, le risque de perte de rendement ;
- les nématodes bactériophages et fongiphages qui renseignent sur le compartiment microbien, la dynamique de la matière organique et le recyclage des éléments nutritifs .
- les nématodes de niveaux trophiques supérieurs (omnivores et carnivores) qui reflètent les perturbations physiques ou chimiques du milieu.

## Conclusion Générale

---

Enfin notre travail nous a permis de faire un diagnostic sur la identifier de certain nématodes influencé vis-à-vis production oléicole à six station dans M'sila

# **Référence bibliographique**

## Référence bibliographie

---

**ANDI.,(2013),**La Wilaya de M'silla ;pp2.

**ADEM.**La nématofaune.ADEM.p.Mai 2018.ww.adem.fr.

**AGIOS G.N., 1978.** Plant pathology. *Acad press. I.N.C.* London. San-Francisco. New York. 853p

**ANGLES.S., 2008** - L'olivier, un arbre et une culture au cœur de la Méditerranée. La Méditerranée, éd. du Temps, pp: 113-128

**ANONYME ,,1982.** Growing sugarcane on the recent sands. *South Afr Sugar J* ; 66 : 369-70

**ANONYME ,1976-** Descriptions de CIH des nématodes parasites de plantes, ensemble 6, n°81.

**AHMIM M., 2006** - L'OLIVIER, l'arbre beni. *Nature et biodiversité Algérienne*, Populus n°23672.

**BACHELIER.G., 1978.**La faune des son écologie et son action.maitre de recherches principal de L'ORTOM.n.38.P.

**BACHELIER G., 1978.-** *La faune du sol, son écologie et son action.* Ed. Organisation Recherche Scientifique et Technique Outremer (O.R.S.T.O.M), Paris, 391 p.

**BARBAULT R., 2003** - *Ecologie générale, structure et fonctionnement de la biosphère.* Ed. Dunod, Paris, 326 p.

**BARBAULT R., 1997** – *Ecologie générale.* Ed. Masson, Paris, 286 p.

**FAURIE C., FERRA C. et MEDORI P., 1984** - *Ecologie.* Ed. J.B. Baillière, Paris, 162 p.

**BECHELIER G., 1978** - *La faune des sols, son écologie et son action.* Ed. Organisation des Recherches Scientifiques et Techniques Outremer (O.R.S.T.O. M.), Paris, 391p.

Boulila et Mahjoub,(1994); Inventaire des maladies de l'olivier en Tunisie. Bulletin OEPP 24.7pp

**BOSTRÖM S. et SOHLENIUS B., 1986** - Long-term dynamics of nematode communities in arable soil under four cropping systems. *J. Appl. Ecol.*, n° 24, pp: 131–44.

**BRZESKI M., 1998.** Nematodes of *Tylenchida* and temperate Europe. Muzeum in insitut Zoologii Polska Akademia Nawik Warszawa. Poland. 386p

**BRZESKI M.W., 1998** - *Nematodes of Tylenchida in Poland and temperate Europe.* Ed. Museum I Instytut Zoologii Polska Akademia Nauk Warszawa, Poland, 389 p.

**CADET P, ALBECHT A., 1992.** Le remodelage des terres à la Martinique. 3. Effet sur le peuplement de nématodes parasites de la canne à sucre en relation avec la croissance végétale. Cah ORSTOM, Sér. Pedol; 27 : 49-58

**CADET P. and ALBRECHT A., 1992** – Le remodelage des terres à la Martinique, Effet sur le peuplement de nématodes parasites de la canne à sucre en relation avec la croissance végétale. *Cahiers ORSTOM, Série Pédologie* 27, pp: 49-58.

## Référence bibliographique

---

**CADET, P. et DEBOUZIE, D., 1990** - Evolution spatio-temporelle d'un peuplement de nématodes parasites de la canne à sucre. *Rev. Nématol.* 13, pp: 79-88.

**CRALLEY E.M., 1949**- Bout blanc of riz, *Phytopathology journal*, 39 p.

**CHEMERY L., 2006** – *Petit atlas des climats*. Ed. Larousse, Paris, 128 p.

**CHOPRA C., ABROL B. K. et HANDA K. L., 1960** - *Les plantes médicinales des régions arides considérées surtout du point de vue botanique*. Ed. Recherche sur les zones arides XIII., UNESCO, Rome, 97 p.

**COBB N. A., 1916** - Notes on new genera and species of nematodes, Subdivisions of *Mononchus*. *J. Parasitol.* 2, pp: 195-196.

**CONTRAT TSA-CT93 (DG 12)**, p. 21-31.

**DAJOZ R., 1971** - Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 434 p.

**DAJOZ R., 1982** - *Précis d'écologie*. Ed. Gauthier-Villars, Paris, 503p.

**DAJOZ R., 1996** – *Précis d'écologie*. Ed. Dunod, Paris, 551 p.

**DREUX P., 1980** - Précis d'écologie. Ed. Presses Univ. France (P.U.F.), Paris, 220 p.

**DALMASSO A., 1966** - Méthodes simples d'extraction des nématodes du sol. *Rev. Ecol. Biol. du Sol*, vol. 3, pp: 473-478.

**DECKE H., 1981**. Nématodes phytophage et leur Control. ed. Loglos. Moscou.124p .

**EKSCHMITT K., BAKONYI G., BONGERS M., BONGERS T., BOSTRÖM S., DOGAN H., HARRISON A., NAGY P., O'DONNELL A.G., PAPANICOLAOU E.M., SOHLENIUS B., STAMOU G.P. and WOLTERS V., 2001** - Nematode community structure as indicator of soil functioning in European grassland. *Eur. J. Soil Biol.* 37, pp: 263–268.

**ESTRIOKO RV, REYES IT., 1984**. Population dynamics of plant-parasitic nematodes associated with sugarcane in Negros Occidental in relation to soil type and weather pattern. *Proc Philippine Sugar Technol Ass*; 31 : 235-52

**ETTEMA C.H., 1998** - Soil nematode diversity, species coexistence and ecosystem function. *J. Nematol.* 30, pp: 159-69.

**FATTAH F.A., SALEH H.M. and ABOUD, H.M., 1989** - Parasitism of Citrus Nematode, *Tylenchus semipenetrans*, by *Pasteuria penetrans* in Iraq. *J. Nematol.* 21, pp: 431-433.

**FELLE C, Lavelle P, ALBRECHT A, NICOLARDOTi B ,1993**. La jachère et le fonctionnement des sols tropicaux: rôle de l'activité biologique et des matières

**FLOYD R., ABEBE, E., Papert, A., BLAXTEI M., 2002**. Molecular barcodes for soil nematode identification. *Molecular Ecology*, 11: 839-850.

## Référence bibliographie

---

**FRECKMAN D.W., 1988** - Bacterivorous nematodes and organic-matter decomposition. *Agriculture Ecosystems and Environment* 24, pp: 195-217.

**FRECKMAN D.W. and CASWELL K. P., 1985** - The ecology of nematodes in agroecosystems. *Ann. Rev. Phytopath.* 23, pp: 275-296.

**FORTUNER R. et MERNY G., 1973** - Les nématodes parasites les racines associés au riz en Basse-Casamance (Sénégal) et en Gambie. *Cahier O.R.S.T.O.M., Serie Biologique* 21, pp: 3-30.

**GOMES G.S., HUANG S.P. and CARES, J.E., 2003** - Nematode community, trophic structure and population fluctuation in soybean fields. *Fitopatologia* 28, *Brasileira*, pp: 258-266.

**GREENLAND DJ, NYE PH ., 1999**. Increases in carbon and nitrogen contents of tropical soils under natural fallows. *J Soil Science*; 10 : 284-99.

**HÁNĚL L., 2003** - Recovery of soil nematode populations from cropping stress by natural secondary succession to meadow land. *Appl. Soil Ecol.*, n° 22, pp: 255–270.

**HANEL L., 1995** - Secondary succesional stages of soil nematodes in cambisols of south Bohemia. *Nematologica* 41:197–218.

**HASEEB A. and PANDEY R., 1989**. Root-knot nematode: A constraint to cultivation of *Davana, Artemissia pallens*. *Tropical Pest Managemant*, n° 35, pp: 317-319.

**HASSEB A. and SHARMA A., 2007** - *Plant Parasitic Nematodes: A Limiting Factor to the Cultivation of Medicinal and Aromatic Plants and their Management Strategies*. In: Rajvasnshi I. and Sharma G.L.: *Eco-friendly Management of Phytonematodes*, Ed. Oxford Book Company, Jaipur, India, pp: 122-178.

**HEIP C., HERMAN P.M.J. and SOETAERT K., 1988** - *Data processing, evaluation, and analysis*. In: Higgins R. P. and H. Thiel, Ed. *Introduction to the study of meiofauna*. DC: Smithsonian Institution Press., Washington, pp: 197–231

**HIRSCHMANN H., PASCHALAKI-AKOURZI N. and TRIANTAPHYLLOUA C., 1966** - A survey of plant-parasitic nematodes in Greece. *Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki*, 5, pp: 144-156.

**HOPPE D.J. et SOUTHEY J.F., 1978**- *Ditylenchus. Anguina* and related genera. In *plantnématologie*. Ed. Southey J.f. Vol.1 .pp: 78-79.

## Référence bibliographie

---

**HUGOT J.P., BAUJAD P., MORAND S., 2001.** Biodiversity in helminths and nematodes as a field of study: an overview. *Nematology*, 3:199-208.

**INGHAM R.E., TROFYMOW J.A., INGHAM E.R. and COLEMAN D.C., 1985 -** Interactions of bacteria, fungi and their nematode grazers, effects on nutrient cycling and plant growth. *Ecol. Monogr.* 55, pp: 119–140.

**INRA ,1999-** Les nématodes phytophages des culture. Morphologie et biologie. Rev. Labo. Zoologie, pp:11-32.

**JACCOB J.J. et MIDDEPIAATS W.C.T., 1988 -** Fascicule de détermination des principaux nématodes phytoparasite au stéréoscope. *Cours de nématologie, TSPV2. Dep. Prot. Vég., AGRHYMET/CILSS (Niamey), Niger, 102 p*

**JACCOB J.J et MIDDEPIAATS W.C.T,1988.** Fascicule de détermination des principaux nématodes phytoparasites au stéréoscope. Cours de nématologie .TSP. Vol.2. Niamey. Niger. 175pp.

**KATAN J; 1981-** Solar heating (solarization) of soil for control of soil borne pests. Annual Review of *Phytopathology* , 19 , pp: 211-236.

**KIMPINSKI J., EDWARDS L. M., GALLANT C. E., JOHNSON H. W., MACLEOD J. A. and SANDERSON J. B., 1992 -** Influence of previous crops and nematicide treatments on root lesion nematode populations and crop yields. *Phytoprot.* 73, pp: 3-11.

**KYEONG W.Y., ANWAR M. and JONG H.K., 2007 -** Effects of the Aqueous Extract from *Artemisia campestris ssp.*, caudata on Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand Dune Grasses. *Journal of Plant Biology*, 50 (3): 358-361.

**LAMBERRTI F., GRECO N. and ZAUCHI H., 1975 -** A nematological survey of date palms and other major crops in Algeria. *FAO Plant Protection Bulletin*, 23: 156-160.

**LE CROUEOURA G., THEPENIERA P., RICHARDA B., PETERMANNA C., GHEDIRAB K. and ZECHES-HANROTA M., 2002 -** A new cyclopeptide alkaloid from *Zizyphus lotus*.

**LE SAULX R, QUENEHERVE ., 1997.** Preliminary bioassay screening of ten salt barriers against

**LEE D.L., (ED.). 2002.** *The biology of nematodes*. CRC Press. 635 pp.

## Référence bibliographie

---

**LIANG W., PINHASI-ADIV, Y., SHULTZ H. and STEINBERGER Y., 2000** - Nematode population dynamics under the canopy of desert halophytes. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 14, pp: 183-192.

**LIANG W., PINHASI-ADIV, Y., SHULTZ H. and STEINBERGER Y., 2000** - Nematode population dynamics under the canopy of desert halophytes. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 14, pp: 183-192.

**LIANG W., MOURATOV S., PINHASI-ADIV Y., AVIGAD P. and STEINBERGER Y., 2002** - Seasonal, variation in the nematode communities associated with two halophytes in a desert ecosystem. *Pedobiologia* 46, pp: 63-74.

**LIANG W., MOURATOV S., PINHASI-ADIV Y., AVIGAD P. and STEINBERGER Y., 2002** - Seasonal, variation in the nematode communities associated with two halophytes in a desert ecosystem. *Pedobiologia* 46, pp: 63-74.

**LINOD M.B, and OLIVIEA J.M, 1937** The feeding of hollow-spear nématodes on other nématodes. *Science* 85,pp :295-297.

**LUC M. 2005-** Nématodes parasites de plantes dans l'agriculture subtropicale et tropicale. ed 2, CABI, Wllingford, U-R.

**LUC M. et HOESTRA H.,1960** - Les Nématodes phytoparasites des sols de cocoteraie du Togo. Essai d'interprétation du peuplement. *L'Ag. Trop.*, 5, 497-512.

**MAMIYA Y., 1983.** Pathology of pine wilt disease caused by *Bursaphelenchus xylophilus*. *Annual Review of Phytopathology* 21, pp: 201-220.

**MAI W.F. and LYON H.H., 1975** - Pictorial key to genera of plant parasitic nematodes. Corne II Ithaca University Press.

**MENY et LUC., 1969** - Les techniques d'échantillonnage des peuplements de nématodes dans le sol. In: problèmes d'écologie, Paris, France, pp: 237-272.

**NABLI M.A., 1989** - Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisienne. *Programme flore et végétations tunisiennes*, volume 4 A 6, 193 p.

**NEHER D., 2001** - Role of nematodes in soil health and their use as indicators. *J. Nematol.*, n° 33, pp: 161-168..

**NEHER D.A. and CAMPBELL C.L., 1994** - Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. *Applied Soil Ecology*, 1: 17-28.

## Référence bibliographique

---

**NEHER D.A., PECH S.L., RAWLINGS J.O. and CAMPBELL C.L., 1995** - Measure of nematode community structure for an agro ecosystem monitoring program and source of variability among and within agricultural fields. *Plant and Soil*, 170: 167-181.

**Norton D.C., 1979** .Relationship of physical and chemical factors to populations of plant parasitic nematodes. Annual Review of phytopatology. n 17.pp279-299. **Norton D.C., 1979** .Relationship of physical and chemical factors to populations of plant parasitic nematodes. Annual Review of phytopatology. n 17.pp279-299.

**NORTON D.C., 1979** - Relationship of physical and chemical factors to populations of plant-parasitic nematodes. *Annual Review of Phytopatology 17*, pp: 279-299.

**Norton D. C. et Niblack T. L. 1991** - Biology and ecology of nematodes. In: Nickle W.R. (ed.) Manual of agricultural nematology. Marcel Dekker, Inc., New York, pp: 47–72.

**NORTON D. C. and NIBLACK T. L. 1991** - *Biology and ecology of nematodes*. In: Nickle W.R. Ed. Manual of agricultural nematology. Marcel Dekker, Inc., New York, pp: 47–72.

**NETSCHE C .,1985**. A crop rotation to control rootknot nematodes in the tropics. Int Nematol Network Newsletter ; 2 : 14-5

**PATE, E., N'DIAYE, N., GAUDIN, R. & CADET, P. 1995**. Caractérisation et évolution des peuplements de nématodes en fonction de l'âge de la jachère au cours de la saison des pluies. In" Raccourcissement de jachère biodiversité et de développement durable en Afrique Centrale (Cameroun) et en Afrique de l'Ouest (Sénégal, Mali) ". Rapport Scient. 1995, Comm. des Comm:autés Europ.

**PORAZINSKA L., MCSORLEY R., DUNCAN L.W., GALLAHER R.N., WHEATON T.A., PARSONS L.R., 1998** - Relationships between soil chemical status, soil nematode community, and sustainability indices. *Nematropica* 28, pp: 249–262.

**PENA-SANTIAGO R., 1990** - Plant-parasitic nematodes associated with olive (*Olea europaea* L.) in the province of Jaen, *Revue de Nématologie*,13, Espagne, pp: 113-115.

**PROT JC.,1979**. Influence of concentration gradients of salts on the behaviour of four plant parasitic nematodes. *Rev Nématol*; 2: 11-6.

**QUENEHERVE P.,1988**. Populations of nematodes in soils under bananas, cv. Poyo, in the Ivory Coast.2- Influence of soil texture, pH and organic matter on nematode populations. *Rev Nématol* ; 11 : 245-51

**RAMADE F., 1984** – Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.

**RAMADE F., 2003** - Eléments d'écologie, écologie fondamentale. Ed. Dunod, Paris, 690 p.

## Référence bibliographie

---

- REDDY P., 1983-** Plant Nematology. Agri. Publi. Academy. New Delhi, 287p.
- RHOADES H.L and LINFORD M.B.,1959.**Molting of preadult nematodes of the genus *Paratylenchus* stimulated by root diffusates. *Science* 130:1476-1477
- RICHARD F., 2000-** Lance nematodes, Davis extension Nematology, University of Georgia U.S.A.
- RITTE M., 1971 -** Les nématodes et l'agriculture "les nématodes des cultures" Journées d'études et d'information, A. C. T. A. FNGPC, Paris, pp: 9-65.
- RUSSEL C.C.,1986-** The feeding habits of a species of *Mesodorylaimus*.*J.Nematol* ; 18 ,64p.
- SARAH J.L., 1995 -** Les nématodes phytoparasites, une composante de la fertilité du milieu. *Ed. Pichot J., Sibelet N. et Lacoeuilhe J.J., Fertilité du milieu et stratégies paysannes : colloque CIRAD, Montpellier, France*, pp: 180-188.
- SCOGNAMIGLIO A., TALAME M., and GIANDOMENICO N., 1968 -** Data on nematodes living in the rhizosphere of olive (1st paper). *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri, Italie*, 26, pp: 205-226.
- SCOTTO LA MASSES JC., 1986-** Influence des caractéristiques bioécologiques des milieux sur la distribution des nématodes telluriques .*Bull. Rech. Agro. Gembloux*, n°21, pp: 255-272.
- SEINHORST JW.,1956.** Population studies on' stem eelworms (*Ditylenchus dipsaci*). *Nematologica* ; 1:159-64
- SIDDIQI M.R.,1986-** Parasites of plants and insects. CAB. Common wealth Institut of parasitology.645p.
- STEINER G. and HEINLY H., 1922 -** The possibility of control of *Heterodera radicola* and other plant injurious Nemas by means of predatory Nemas, especially by *Mononchus papillatus* Bastian. *J.wash. acad. Sci.*, n° 12, pp: 367-386.
- SOHLENIUS B. et SANDOR A., 1987 -** Vertical distribution of nematodes in arable soil under grass (*Festuca pratensis*) and barley (*Hordeum distichum*). *Biol. Fertil. Soils*, n° 3, pp: 19-25.
- SUTHERLAND J.R et ADAMS R.E.,1965** *Nematologica* 10.H.A.35. *Rev. N760*. Labo.Parasitology. U.K .pp:637-643.

## Référence bibliographique

---

**TARIQ K.A., CHISHTI M.Z., AHMAD F., SHAWL A.S., 2009** - Anthelmintic activity of extracts of *Artemisia absinthium* against ovine nematodes. *Vet. Parasitol.* 160, pp: 83-88.

**TIKYANI M G et KHERA S, 1969** - *Nothotylenchus bhatnagari* n.sp. from the rhizosphere of great millet (*Sorghum vulgare* Pers.). *Journal Zoologischer Anzeiger*, Vol. 182, No. 2, pp: 87-91.

**THORNE G.;1930**-predaceous nemas of the genus *Nygolaimus* and a new genus, *Sectonema*.*J.Agric.Res* ;41 ,pp :445-466.

**TYLO D.P.,1968**. Introduction à la recherche sur les nématodes phytophages Manuel F.A.O. 135p.**U.I.C.N., 2001** - Connaissance, Valorisation et Contrôle de l'Utilisation de la Flore Sauvage en Médecine Traditionnelle (Plantes Médicinales). Programme Union Internationale pour la Conservation de la Nature pour l'Afrique du Nord. Ministère de l'Agriculture Algérienne, 153 p.

**VESCHOOR B.C., GOEDE R. G. M., HOOP J.W. et VRIES F. W., 2001**- Seasonal dynamics and vertical distribution of plant- feeding nematodes communities in grasslands. *Pedobiologia* 45, pp: 213-233.

**VIACHOPOULOS E., 1991** - Nematode species in nurseries of Greece. *Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki*, 16, pp: 115-122.

**VILLENAVE C., FERNANDES P., NIANE-BADIANE A., SENE M., PEREZ P., GANRY F. et OLIVER R., 2000** - Influence of tillage and compost on communities of phytoparasitic nematodes. *Symposium n° 32, Enregistrement scientifique n° 1077*, pp: 1-6.

**WALLACE H.R., 1962** - The movement of Nematodes in relation to some physical properties of soil. In *&og'ess in Soil Zoology>*, Butt. §ci. Publ. (Lond.), 328-333.

**WALLACE H.R. et DONCASTER C.C., 1964** - A comparative study of the movement of some microphagous, plant-parasitic and animal-parasitic nematodes. *Parasitology*, 54, 3 13-326.

**WANG K.H., SIPES B.S. and SCHMITT D.P., 2002** - Management of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple, *Ananas comosus*, by intercycle cover crops. *J. Nematol.*, n° 34, pp: 106-114.

**WASILEWSKA L., 1989** - The role of nematodes in agroecosystems. *Zeszyty Problemowe Postepow Nauk Rolniczych* 358, pp: 7-16.

**WASILEWSKA L., 1994** - The effect of age of meadows on succession and diversity in soil nematode communities. *Pedobiologia* 38, pp: 1-11.

## Référence bibliographique

---

**WARDLE D.A., YEATES G.W., WATSON R.N. and NICHOLSON K.S., 1995** - Impacts of disturbance on detritus food-webs in agroecosystems of contrasting tillage weed management strategies. *Adv. Ecol. Res.*, n° 26, pp: 105–185. **Vlachopoulos E., 1991** - Nematode species in nurseries of Greece. *Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki*, 16, pp: 115-122.

**Weaver DB, Kabana RR, Carden EL .,1995**. Comparison of crop rotation and fallow for management of Heterodera glycines and Meloidogyne spp. in soybean. *J Nematol* ; 27 (suppl.) :586-91

**WEISCHER B., Brown, D.J, 2000**. *An Introduction to Nematodes: General Nematology: Student's Textbook* (No. 1). Pensoft Publishers.

**YEATES C.W., 2003** - Nematodes as soil indicators: functional and biodiversity aspects. *Biology and fertility of soils* 37, pp: 199-210.

**YEATES G.W. and KING K. L., 1997** - Soil nematodes as indicators of the effect of management on grasslands in the New England Tablelands (NSW): Comparison of native and improved grasslands. *Pedobiologia* 41, pp: 526–536.

**YEATES G.W., BONGERS T., DE GOEDE R.G.M., FRECKMAN D.W. and GEORGIEVA S.S., 1993** - Feeding habits in soil nematodes families and genera-an outline for soil ecologists. *J. Nematol.*, n° 25, pp: 315 - 331.

### SITES INTERNET

**BERGER C.,2007**- Olivier : insects et maladies (<http://www.inra.fr>)

**HAMMER O., HARPER D.A.T. et RYAN P.D., 2001** -PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica* 4 (1): 9 p. [http://palaeo-electronica.org/2001\\_1/past/issue1\\_01.htm](http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm).

**MULLIN P., 2000** - Interactive Diagnostic Key to Plant Parasitic, Free living and Predaceous Nematodes. UNL Nematology Lab. <http://nematode.unl.edu/key/nemakey.htm>

**MULLIN P., 2000**- morphologie of parasitic nematodes.<http://www.edu/nematol/index.htm>).

**R.P. Esser** (<http://www.congo.ird.fr/html/nematode.htm>).

**MULLIN P., 2000**- morphologie of parasitic nematodes.<http://www.edu/nematol/index.htm>).

# **Annexe**

**Annexe N°1 : Moyenne mensuelle des températures maximales en °C (1988-2016).**

	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUI	JUIL	AOU	SEB	OCT	NOV	DEC	Moy
<b>1988</b>	15,0	15,9	19,2	23,1	29,2	32,7	39,4	38,3	31,4	27,1	19,0	13,3	25,3
<b>1989</b>	13,9	16,0	21,7	21,2	28,4	31,1	37,2	37,5	31,1	25,6	20,1	17,5	25,1
<b>1990</b>	13,5	20,6	20,4	21,3	25,9	34,8	36,8	35,5	33,6	26,8	18,2	12,1	25,0
<b>1991</b>	13,3	13,4	18,2	19,9	24,7	33,7	38,8	37,7	32,4	22,8	17,1	12,7	23,7
<b>1992</b>	12,2	15,5	17,8	21,8	27,2	30,2	35,6	37,5	33,5	25,5	19,9	09,1	23,8
<b>1993</b>	14,4	13,8	18,6	22,8	28,9	36,0	38,4	37,9	31,2	26,4	17,9	14,8	25,1
<b>1994</b>	14,4	16,6	22,0	21,2	32,5	35,8	39,7	40,5	31,6	24,1	20,2	15,4	26,2
<b>1995</b>	13,9	19,4	17,9	22,0	30,0	33,7	38,5	36,8	39,3	25,9	19,5	15,6	26,0
<b>1996</b>	14,5	13,4	18,0	21,6	26,9	31,4	34,8	37,5	30,6	25,3	20,1	15,9	24,2
<b>1997</b>	14,6	19,5	21,1	22,5	30,1	36,8	39,0	37,4	30,6	25,2	17,8	14,8	25,8
<b>1998</b>	14,3	15,7	20,6	23,7	23,9	34,7	39,4	37,4	32,3	23,9	19,2	14,7	25,0
<b>1999</b>	13,6	14,5	19,9	25,0	32,6	37,0	38,5	40,6	32,6	27,6	17,4	12,7	26,0
<b>2000</b>	12,4	17,6	20,8	24,5	31,7	34,3	38,9	38,2	32,4	23,9	19,5	15,9	25,8
<b>2001</b>	13,9	16,3	24,3	23,9	18,2	36,4	39,3	38,2	31,8	29,7	18,5	13,7	25,4
<b>2002</b>	14,2	18,6	22,1	24,6	29,5	36,0	37,8	35,9	31,5	26,8	19,1	15,6	26,0
<b>2003</b>	12,9	13,2	19,6	24,0	29,8	36,2	40,5	38,3	31,4	25,7	18,4	13,2	25,3
<b>2004</b>	14,5	18,0	20,7	21,4	24,3	33,7	38,3	39,3	32,3	28,1	18,5	14,2	25,3
<b>2005</b>	13,3	13,3	21,6	24,7	23,2	36,3	41,0	38,1	31,1	26,6	18,2	13,5	25,1
<b>2006</b>	12,5	14,0	20,9	26,8	32,0	36,0	39,5	38,0	30,9	22,5	20,9	14,7	25,7
<b>2007</b>	16,4	17,5	18,8	22,2	28,6	36,4	39,2	38,7	32,0	25,5	18,0	15,2	25,7
<b>2008</b>	15,9	17,7	20,7	26,1	29,0	34,4	40,5	39,1	32,0	24,2	17,3	12,6	25,8
<b>2009</b>	13,0	14,9	19,0	20,3	30,3	37,0	41,5	39,7	30,5	26,8	20,9	16,5	25,9
<b>2010</b>	15,5	16,8	20,4	24,6	26,9	35,2	40,4	39,3	32,6	25,7	18,7	15,3	26,0
<b>2011</b>	15,4	16	18,6	25,9	28,9	33,5	39	39,6	34,6	25,9	19,6	15,6	26,1
<b>2012</b>	15,2	13,4	20,3	23	31,7	39,1	42	41,3	34	27,4	20,5	15,5	27,0
<b>2013</b>	15,2	14,6	20,4	25,6	28,5	34,2	39,5	37,4	33	30,3	19	14,7	26,0
<b>2014</b>	15	17,9	18,7	27,3	30,4	34,3	38,9	39,7	35	29,7	21,3	14,6	26,9
<b>2015</b>	14,6	13,9	20,4	27,4	32,6	35,1	40,1	38,8	32,1	25,1	20,4	16,6	26,4
<b>2016</b>	16,9	17,7	20	25,7	29,9	36	39,2	37,9	32,4	28,9	19,6	15,6	26,7
<b>2017</b>	12,3	17,8	22,4	25,8	32,9	37,1	40,4	39,9	32,6	26,5	19,0	14,1	26,7
<b>Moy</b>	14,2	16,1	20,2	23,7	28,6	35,0	39,1	38,4	32,4	26,2	19,1	14,5	25,6

**Annexe N°2 : Moyenne mensuelle des températures minimales en °C (1988-2017).**

Année	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUI	JUIL	AOU	SEB	OCT	NOV	DEC	Moy
<b>1988</b>	05,7	04,1	06,0	11,0	16,1	20,3	24,8	25,5	18,5	14,3	09,6	02,7	13,2
<b>1989</b>	02,2	04,1	07,7	09,0	15,2	17,9	23,6	24,6	19,3	14,2	09,5	07,6	12,9
<b>1990</b>	05,2	05,5	08,7	09,3	15,8	21,6	21,9	22,1	20,6	14,0	08,9	02,9	13,0
<b>1991</b>	01,5	03,5	07,8	08,6	11,1	19,4	23,7	22,3	19,8	13,7	06,6	03,4	11,8
<b>1992</b>	01,5	02,0	06,8	09,3	14,6	17,0	22,0	22,4	19,4	13,0	08,0	04,5	11,7
<b>1993</b>	03,0	03,8	05,8	09,8	15,6	22,3	24,3	24,4	19,1	15,2	09,4	04,2	13,1
<b>1994</b>	04,7	04,3	09,6	08,5	17,4	21,7	24,2	26,1	20,1	14,7	08,4	03,4	13,6
<b>1995</b>	03,5	05,7	06,9	09,0	16,4	19,5	24,8	22,8	17,5	14,2	08,2	06,3	12,9
<b>1996</b>	07,2	04,7	07,5	10,3	14,5	19,1	23,7	23,5	16,8	11,2	07,9	06,4	12,7
<b>1997</b>	06,0	05,5	06,1	10,7	17,0	21,4	24,8	24,1	18,9	14,0	08,5	05,6	13,6
<b>1998</b>	03,8	05,2	06,4	10,9	13,9	21,9	24,6	24,1	20,4	11,5	08,0	03,2	12,8
<b>1999</b>	05,1	04,0	07,7	12,2	19,0	23,3	25,2	26,3	20,5	17,4	08,7	05,4	14,6
<b>2000</b>	00,9	04,0	08,5	11,7	20,6	21,4	25,8	23,8	20,3	13,6	09,1	05,5	13,8
<b>2001</b>	04,5	04,2	11,0	11,3	16,2	22,2	25,3	25,4	20,3	17,9	08,4	03,4	14,2
<b>2002</b>	02,6	04,2	09,0	11,6	16,4	22,4	25,1	24,0	18,9	14,9	09,9	06,8	13,8
<b>2003</b>	04,8	04,5	08,6	12,3	16,7	23,6	26,8	25,1	19,4	16,4	09,4	04,2	14,3
<b>2004</b>	03,3	05,1	08,0	09,7	11,9	19,6	23,4	24,9	18,7	15,5	06,0	05,0	12,6
<b>2005</b>	-00,4	01,5	07,7	11,5	18,4	21,7	26,1	23,1	18,4	15,1	07,7	03,9	12,9
<b>2006</b>	02,1	03,5	07,6	13,0	18,8	21,6	24,0	23,5	18,0	16,0	09,5	05,7	13,6
<b>2007</b>	03,0	06,6	05,9	11,5	14,9	21,2	24,0	24,1	19,0	15,0	06,3	03,7	12,9
<b>2008</b>	2,9	5,6	6,4	10,3	16,3	20,7	24,7	24,4	19,9	13,9	6,9	2,9	12,9
<b>2009</b>	4,5	2,2	6,2	6,2	16,5	20,9	26,2	24,2	18,7	13,4	7,5	5,3	12,7
<b>2010</b>	5,5	6,6	9,2	12,1	14,2	20,4	24,8	24,4	19,4	13,7	9	4,4	13,6
<b>2011</b>	3,9	3,6	7,5	12,4	16,1	20,4	24,2	24,4	20,9	13,9	9,2	3,8	13,4
<b>2012</b>	2	0,6	7,7	9,8	15,4	23,3	25,9	25,8	20,1	14,9	9,9	4,5	13,3
<b>2013</b>	3,8	2,4	8,4	11,8	13,9	18,6	24	22,5	20,4	18,5	11,6	3,5	13,3
<b>2014</b>	5,5	6,1	6,8	11,6	15,8	19,5	24	24,5	21,1	15,3	10,2	4	13,7
<b>2015</b>	3	3,7	7,1	12,9	17,7	20,3	24,8	23,9	20,3	14,7	8,2	2,7	13,3
<b>2016</b>	4,4	6,4	7	13,5	15,6	20,4	23,5	23,1	18,9	15,6	8,5	6,4	13,6
<b>2017</b>	2,8	6,3	7,7	11,6	18,1	22,0	24,6	25,7	18,5	12,5	6,2	3,4	13,3
Moy	03,6	04,3	07,6	10,8	16,0	20,9	24,5	24,2	19,4	14,6	08,5	04,5	13,2

**Annexe N°3 : Moyenne mensuelle des températures moyenne en °C (1988-2017).**

Année	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUI	JUIL	AOU	SEB	OCT	NOV	DEC	Moy
<b>1988</b>	10,35	10,00	12,60	17,05	22,65	26,50	32,10	31,90	24,95	20,70	14,30	8,00	19,26
<b>1989</b>	8,05	10,05	14,70	15,10	21,80	24,50	30,40	31,05	25,20	19,90	14,80	12,55	19,01
<b>1990</b>	9,35	13,05	14,55	15,30	20,85	28,20	29,35	28,80	27,10	20,40	13,55	7,50	19,00
<b>1991</b>	7,40	8,45	13,00	14,25	17,90	26,55	31,25	30,00	26,10	18,25	11,85	8,05	17,75
<b>1992</b>	6,85	8,75	12,30	15,55	20,90	23,60	28,80	29,95	26,45	19,25	13,95	6,80	17,76
<b>1993</b>	8,70	8,80	12,20	16,30	22,25	29,15	31,35	31,15	25,15	20,80	13,65	9,50	19,08
<b>1994</b>	9,55	10,45	15,80	14,85	24,95	28,75	31,95	33,30	25,85	19,40	14,30	9,40	19,88
<b>1995</b>	8,70	12,55	12,40	15,50	23,20	26,60	31,65	29,80	28,40	20,05	13,85	10,95	19,47
<b>1996</b>	10,85	9,05	12,75	15,95	20,70	25,25	29,25	30,50	23,70	18,25	14,00	11,15	18,45
<b>1997</b>	10,30	12,50	13,60	16,60	23,55	29,10	31,90	30,75	24,75	19,60	13,15	10,20	19,67
<b>1998</b>	9,05	10,45	13,50	17,30	18,90	28,30	32,00	30,75	26,35	17,70	13,60	8,95	18,90
<b>1999</b>	9,35	9,25	13,80	18,60	25,80	30,15	31,85	33,45	26,55	22,50	13,05	9,05	20,28
<b>2000</b>	6,65	10,80	14,65	18,10	26,15	27,85	32,35	31,00	26,35	18,75	14,30	10,70	19,80
<b>2001</b>	9,20	10,25	17,65	17,60	17,20	29,30	32,30	31,80	26,05	23,80	13,45	8,55	19,76
<b>2002</b>	8,40	11,40	15,55	18,10	22,95	29,20	31,45	29,95	25,20	20,85	14,50	11,20	19,90
<b>2003</b>	8,85	8,85	14,10	18,15	23,25	29,90	33,65	31,70	25,40	21,05	13,90	8,70	19,79
<b>2004</b>	8,90	11,55	14,35	15,55	18,10	26,65	30,85	32,10	25,50	21,80	12,25	9,60	18,93
<b>2005</b>	6,45	7,40	14,65	18,10	20,80	29,00	33,55	30,60	24,75	20,85	12,95	8,70	18,98
<b>2006</b>	7,30	8,75	14,25	19,90	25,40	28,80	31,75	30,75	24,45	19,25	15,20	10,20	19,67
<b>2007</b>	9,70	12,05	12,35	16,85	21,75	28,80	31,60	31,40	25,50	20,25	12,15	9,45	19,32
<b>2008</b>	9,40	11,65	13,55	18,20	22,65	27,55	32,60	31,75	25,95	19,05	12,10	7,75	19,35
<b>2009</b>	8,74	8,56	12,60	13,23	23,39	28,96	33,81	31,98	24,59	20,10	14,18	10,93	19,26
<b>2010</b>	10,50	11,70	14,80	18,35	20,55	27,80	32,60	31,85	26,00	19,70	13,85	9,85	19,80
<b>2011</b>	9,65	9,80	13,05	19,15	22,50	26,95	31,60	32,00	27,75	19,90	14,40	9,70	19,70
<b>2012</b>	8,60	7,00	14,00	16,40	23,55	31,20	33,95	33,55	27,05	21,15	15,20	10,00	20,14
<b>2013</b>	9,50	8,50	14,40	18,70	21,20	26,40	31,75	29,95	26,70	24,40	15,30	9,10	19,66
<b>2014</b>	10,25	12,00	12,75	19,45	23,10	26,90	31,45	32,10	28,05	22,50	15,75	9,30	20,30
<b>2015</b>	8,90	8,80	13,75	20,15	25,15	27,70	32,45	31,35	26,20	19,90	14,30	9,65	19,86
<b>2016</b>	10,65	12,05	13,50	19,60	22,75	28,20	31,35	30,50	25,65	22,25	14,05	11,00	20,13
<b>2017</b>	7,55	12,05	15,05	18,70	25,50	29,55	32,50	32,80	25,55	19,50	12,60	8,75	20,01
T(c°)	8,92	10,22	13,87	17,22	22,31	27,91	31,78	31,28	25,91	20,40	13,82	9,51	19,43

**Annexe N°4 : Pluviométrie mensuelle en mm (1988-2017).**

<b>Année</b>	<b>J</b>	<b>F</b>	<b>M</b>	<b>A</b>	<b>M</b>	<b>J</b>	<b>J</b>	<b>A</b>	<b>S</b>	<b>O</b>	<b>N</b>	<b>D</b>	<b>TOTAL</b>
<b>1988</b>	11,0	2	18	34	34	23	0	0	24	18	27	22	<b>213</b>
<b>1989</b>	1,0	8	1	28	14	41	0	26	33	7	20	16	<b>195</b>
<b>1990</b>	27,0	0	19	36	100	14	12	0	14	1	20	32	<b>275</b>
<b>1991</b>	3,0	31	62	10	11	0	2	11	19	77	15	17	<b>258</b>
<b>1992</b>	24,0	11	13	4	44	9	25	0	1	3	35	14	<b>183</b>
<b>1993</b>	0,0	16	9	5	30	0	0	0	18	0	41	20	<b>139</b>
<b>1994</b>	14,0	26	15	6	0	0	0	14	45	44	9	4	<b>177</b>
<b>1995</b>	11,0	7	40	7	0	3	0	1	16	7	11	35	<b>138</b>
<b>1996</b>	62,0	26	32	23	46	6	7	3	3	0	6	24	<b>238</b>
<b>1997</b>	30,0	7	5	40	36	8	1	33	61	33	50	13	<b>317</b>
<b>1998</b>	10,0	18	10	46	60	8	0	2	39	6	9	5	<b>213</b>
<b>1999</b>	52,0	6	16	12	1	21	0	12	31	47	26	58	<b>282</b>
<b>2000</b>	0,0	0	5	3	25	2	2	2	54	15	7	31	<b>146</b>
<b>2001</b>	25,0	2	5	25	0	0	0	5	45	17	15	18	<b>157</b>
<b>2002</b>	11,0	6	1	05	5	0	2	16	7	13	26	13	<b>105</b>
<b>2003</b>	73,0	11	2	17	29	28	1	3	47	83	29	25	<b>348</b>
<b>2004</b>	5,0	5	31	36	75	10	2	29	11	8	11	29	<b>252</b>
<b>2005</b>	1,0	18	6	6	0	7	3	3	31	16	28	6	<b>125</b>
<b>2006</b>	26,0	50	1	14	26	3	29	5	20	0	29	22	<b>225</b>
<b>2007</b>	5,0	12	17	80	26	6	0	4	23	100	5	0	<b>278</b>
<b>2008</b>	5,0	05	06	0	16	06	02	03	35	57	10	26	<b>171</b>
<b>2009</b>	30,7	17,1	5,3	33,5	0,2	7,5	0,5	2,9	29	4,4	4	19,2	<b>154</b>
<b>2010</b>	7,0	35	22	20	3	3	3	6	6	11	9	3	<b>128</b>
<b>2011</b>	3,0	8	11	21	12	37	2	5	18	28	10	11	<b>166</b>
<b>2012</b>	0,0	3	30	21	3	1	0	0	4	22	26	12	<b>122</b>
<b>2013</b>	10,0	9	23	27	11	0	5	8	7	37	8	11	<b>155</b>
<b>2014</b>	17,0	6	18	0	49	11	6	0	11	1	25	6	<b>150</b>
<b>2015</b>	12,0	25	14	6	5	5	0	17	27	49	0	0	<b>160</b>
<b>2016</b>	5,0	7	13	47	20	0	14	0	5	6	16	35	<b>168</b>
<b>2017</b>	71,4	1,0	2,5	5,6	13,2	18,0	4,3	0,5	1,5	12,7	4,1	7,4	<b>142,2</b>
<b>P(mm)</b>	<b>16,24</b>	<b>11,13</b>	<b>13,32</b>	<b>18,18</b>	<b>20,41</b>	<b>8,16</b>	<b>3,61</b>	<b>6,20</b>	<b>20,17</b>	<b>21,28</b>	<b>15,61</b>	<b>15,73</b>	<b>170,04</b>

**Annexe N5 : Densité moyenne (N/dm<sup>3</sup>) globale des différents groupes trophiques rencontrés dans la région d'étude**

<b>Stations</b>	<b>abondance moyenne de nématodes</b>
<b>Meloza</b>	<b>222.25</b>
<b>Ketaffe</b>	<b>81.5</b>
<b>Logmmene</b>	<b>102.25</b>
<b>H.Dalaa</b>	<b>202.5</b>
<b>Ain.khadra</b>	<b>93.75</b>
<b>Belaiba</b>	<b>49.75</b>

**Annexe N6 : Répartition de la densité moyenne (N/dm<sup>3</sup>) des groupes trophiques en fonction des stations d'étude.**

<b>Station</b>	<b>abondance moyenne de nématodes</b>			
<b>Meloza</b>	<b>242</b>	<b>200</b>	<b>262</b>	<b>193</b>
<b>Ketaffe</b>	<b>70</b>	<b>124</b>	<b>52</b>	<b>80</b>
<b>Logmmene</b>	<b>85</b>	<b>121</b>	<b>88</b>	<b>115</b>
<b>H.Dalaa</b>	<b>343</b>	<b>267</b>	<b>109</b>	<b>157</b>
<b>Ain.khadra</b>	<b>87</b>	<b>116</b>	<b>81</b>	<b>91</b>
<b>Belaiba</b>	<b>19</b>	<b>45</b>	<b>51</b>	<b>84</b>

## Résumé

La culture de l'olivier fait partie des activités agricoles dans la Wilaya de M'sila, mais elle est menacée par plusieurs maladies causées par plusieurs facteurs. Parmi les pathogènes sont les nématodes Afin d'identifier plus de nématodes, nous avons étudié les zones de la région de Belaiba Al-Khadra, Meloza, Logmene, Ketaff, Hammam-Dalaa . Le nombre était inégal et le pourcentage était élevé dans Hammam-Dalaa Meloza et le plus faible pourcentage dans la région de Belaiba, car il contient un pourcentage de sable. Après une analyse du sol, nous avons trouvé une différence de ratio CE et Tous types de sols avec PH basique. Les nématodes les plus communs sont les nématodes phytoparasite obligatoires et facultatifs, les nématodes omnivores-prédateurs.

Mot clé: M'sila Nématodes, Olivier, Sol, Phytoparasite, Omnivores-prédateurs.

## ملخص

زراعة الزيتون هي جزء من الأنشطة الزراعية في ولاية مسيلة ، لكنها مهددة من قبل العديد من الأمراض التي تسببها عدة عوامل. من بين مسببات الأمراض هي الديدان الخيطية؛ من أجل تحديد هذه الديدان الخيطية ، درسنا ستة مناطق بلعائية ؛ عين الخصر ؛ ملوزة؛ لقمان؛ لقطف؛ حمام الضلعة. العدد غير متساو ونسبة الديدان مرتفعة في حمام الضلعة ميلوزة وأدنى نسبة في منطقة بلعائية لأنها تحتوي على نسبة من الرمل. بعد تحليل التربة ، وجدنا فرقا في نسبة CE وجميع أنواع التربة ذات وسط أساسي. الديدان الخيطية

الأكثر شيوعا هي الديدان الخيطية phytoparasite إلزامية والاختيارية النهمة المفترسة.

الكلمات المفتاحية: المسيلة؛ الزيتون؛ الديدان الخيطية؛ التربة؛

## Abstract

Olive growing is part of agricultural activities in the state of M'sila, but it is threatened by several diseases caused by several factors. Among the pathogens are nematodes. In order to identify more nematodes, we studied the areas of Belaiba Al-Khadra region, Meloza, Logmene, Ketaff, Hammam-Dalaa. The number was uneven and the percentage was high in Hammam-Dalaa Meloza and the lowest percentage in the Belaiba area because it contains a percentage of sand. After a soil analysis, we found a difference in CE ratio and all soil types with basic pH. The most common nematodes are obligate phytoparasitic nematodes and omnivorous-predatory nematodes.

Key words: M'sila ,Olive, phytoparasitic, nematodes ,omnivorous-predatory.