

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

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

UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

**FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES
AGRONOMIQUES**
N° :.....



**DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE
ET DE LA VIE
FILIERE : SCIENCES
AGRONOMIQUES
OPTION : PROTECTION DES
VEGETAUX**

Mémoire pour l'obtention du diplôme
de Master Académique Présenté
par

M^{elle} KOBCHI Amel et M^{elle} ESSAYDE Zahia

Intitulé

**ETUDE DES NEMATODES PHYTOPARASITES
DU SOL ET DES RACINES DES CULTURES SOUS
SERRE DANS LA REGION DE M'SILA**

Soutenu devant le jury composé de:

M. MIMOUN Karim	MCB	Université Med Boudiaf - M'sila	Président
Mme HOCEINI Faiza	MCB	Université Med Boudiaf - M'sila	promoteur
M. HAMDANI Mourad	MAA	Université Med Boudiaf - M'sila	Co-promoteur
M. ZEDAM Abdelghani	MCA	Université Med Boudiaf-M'sila	Examineur

Année universitaire : 2019-2020

Remerciement

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce Modeste travail.

En second lieu, nous tenons à remercier notre encadreur Mme HOCEINI FAIZA, son précieux conseil et son aide durant toute la période du travail. Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail Et de l'enrichir par leurs propositions.

Enfin, nous tenons également à remercier toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Nos frères et sœurs qui n'ont cessé de me montrer l'exemple dans la persévérance, le courage et la générosité.

DEDICACES

A l'Eternel, mon Dieu Tout puissant

Je lui témoigne toute ma reconnaissance pour toutes les grâces dont il arrose mon existence.

Merci mon Dieu.

Je dédie le présent mémoire :A ma mère KOBCHI SAADIA ,

Pour tout l'amour et le soutien sans faille qu' 'elle manifeste à mon égard depuis toujours.

A mon père KOBCHI RABEH ,Je dédie ce mémoire comme gage de reconnaissance au soutien moral et financier qu'il m 'a toujours apporté.

A mes frères et soeurs :(ABDO, OMAR, SAAD ,KHAOULA et HAYAT)

Je dédie ce mémoire afin de les exhorter au travail, car c'est la seule voie par excellence de la réussite, et à tous ceux qui m'ont aidée et m'ont soutenu , à mon fiancé FATEH.

Et à tous mes amis et mes collègues : (BASMA ,SAMRA ,ACHOUAK ,SARA ,ILHAM ,SAIDA)

A mes professeurs dans tous les cycles qui m'ont éclairé dans la vie de la connaissance. Et toutes les promotions de la protection des végétaux.

KOBCHI A.

Je dédie ce mémoire à :

Mes parents :

Ma mère, qui a oeuvré 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 et ma soeur qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance ,de courage et de générosité

ma copine

mes chers amis

ESSAYDE Z.

Table de matières

Remerciements	
Dédicace	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
INTRODUCTION GENERALE	1
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	2
CHAPITRE 1 : LES CULTURES SOUS SERRE	3
1.1 Généralités sur la plasticulture	3
1.1.2. La serre chapelle	3
1.1.2. La serre multi chapelle	4
1.1.3. La serre tunnel	4
1.1.4. La serre gonflable	4
1.1.5. La serre de multiplication	5
1.2. Intérêt de la plasticulture	5
1.3. La production sous serres	6
1.4. Présentation des plantes hôtes	6
1.4.1. Culture de poivron	6
1.4.1.1. Position systématique	7
1.4.1.2. Cycle de la plante	7

1.4.1.3. Exigences	7
1.4.1.4. Mise en place de la culture	8
1.4.2.Culture de courgette	9
1.4.2.1. Position systématique	9
1.4.2.2. Cycle de la plante	9
1.4.2.3. Exigences	9
1.4.2.4. Mise en place de la culture	9
CHAPITRE 2 : LES NEMATODES PHYTOPARASITES	11
2.1.Morphologie et systématique	11
2.2. Biologie et cycle de développement	14
2.3. Modes de parasitismes	14
2.3.1. Les ectoparasites	14
2.3.2. Les endoparasites migrants	14
2.3.3. Les semi-endoparasites	14
2.3.4. les endoparasites sédentaires	15
2.4. Nuisibilité des nématodes	15
2.4.1. Symptômes sur la partie aérienne	15
2.4.2. Symptômes sur la parties souterraine	16
2.5. Facteurs agissant sur le développement des nématodes	18
2.5.1. Facteurs biotiques	18

2.5.2. Facteurs abiotiques	18
2.6. La dissémination des nématodes	20
2.6.1. La dissémination passive	20
2.6.2. La dissémination active	21
2.7. Les méthodes de lutte contre les nématodes	21
2.7.1. La prévention	21
2.7.1. Les moyens de lutte	22
PARTIE EXPERIMENTALE	25
CHAPITRE 3 : MATERIEL ET METHODES	26
3.1. Présentation de la région d'étude	26
3.1.1. Situation géographique	26
3.1.2. Facteurs climatiques	27
3.1.3. Synthèse climatiques	28
3.1.4. Choix des stations d'étude	29
3.2. Inventaire des nématodes des cultures sous serre	30
3.2.1. Méthodologie	30
3.2.2. Méthodes d'échantillonnage	30
3.2.3. Extraction des nématodes du sol et des racines	31
3.2.4. Dénombrement et identification des taxons	32
CHAPITRE 4 : RESULTATS ET DISCUSSION.	33

4.1. Inventaire des nématodes phytoparasites des cultures sous serre	33
4.2. Densités moyennes des nématodes phytophages dans les stations d'étude	34
4.3. Densités moyennes des nématodes phytophages dans le sol et les racines des cultures sous serre	34
4.4. Densités des nématodes phytoparasites des cultures sous serre en fonction des stations d'étude	35
4.4.1. Culture de poivron sous serre	35
4.4.2. Culture de courgette sous serre	36
CONCLUSION GENERALE	37
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	38
ANNEXES	
RESUME	

Liste des figures

Figure	Titre	Page
1	Serre chapelle	3
2	Multi chapelle	4
3	La serre tunnel	4
4	La serre gonflable	5
5	Serre de multiplication	5
6	Caractéristiques morphologiques d'un nématode tylenchide femelle (bachelier,1978)	12

7	Les différentes modes de vie des nématodes (Mateille,SD)	15
8	Symptômes sur parties aériennes (Photographies de J.Bridge (JB), R. Sikora (RS) , p .Speijer (PS) et H. Wallwork (HW).)	16
9	Pourrissement de racines causé par un infestation en nématodes	18
10	Limite géographique de la wilaya de M'sila	26
11	Diagramme ombrothermique de la région de M'sila entre 2019-2020	28
12	Localisation de la station El Maarif prospectées sur carte géographique	29
13	Localisation de la station El Djoub prospectées sur carte géographique	30
14	Schéma d'échantillonnage des nématodes de chaque station d'étude.	31
15	Méthode de Baermann modifiée(méthode des assiettes)	32
16	Comptage des groupes trophiques sous loupe	32

Liste des tableaux

Numéro	Titre	Page
1	Les différentes super familles, familles, et sous familles avec les genres de l'ordre <i>tylenchida</i> (Brzeski,1998)	13
2	Les différentes super familles, familles, et sous familles avec les genres de l'ordre <i>Dorylaimida</i> (Brzeski,1998)	13
3	Températures moyennes mensuelles,des maximas,des minima et des moyennes de la région de M'sila(2019-2020)	27
4	Précipitations mensuelles et annuelle de la région de M'sila(2019-2020)	28

Liste des abréviations

NPP : Nématodes phytoparasites

L2 : larve 2

AVM B2 :

(N/dm³) : Nombre de nématode par dm³

NP : Parasite des plantes

NB : Nématodes bactériovores

OP : Omnivores ,Prédateurs

Introduction générale

En Algérie les cultures maraîchères occupent une place importante dans l'alimentation quotidienne des algériens ; après celle des céréales. Elle occupe une superficie de plus de 330.000 ha avec une production estimée à 8,5 millions de tonnes en 2013 (F.A.O, 2013). Néanmoins, la production totale de cette culture reste insuffisante ; et afin de réaliser cette dépendance l'installation des plasticultures s'avère indispensable (Benhamou, 1999).

La production en cultures maraîchères augmente sans cesse aussi bien en plein champ que sous abris serre suite à l'évolution des superficies occupées par ces cultures. Elles sont passées de 330.000 ha en 2013 (Anonyme, 2005). à plus de 443.300 ha en 2017 dont environ de 50% de la production est obtenus grâce à la plasticulture (MADR, 2017).

En effet, cette augmentation des surfaces occupées par la plasticulture crée un milieu favorable au développement et à la pullulation des nématodes en Algérie qui est largement répandus dans les zones légumineuses et bien connu par leurs pathogénicités vers la plante hôte (Mokabli, 1988). Ces nématodes causent des dégâts selon leurs densités et diversité (Poulin, 1998). Ces dégâts varient selon les conditions climatiques, édaphiques et les pratiques culturales (Scotto la Massese, 1986).

Dans ce contexte, l'objectif de cette étude est d'inventorier les nématodes parasites associées aux cultures maraîchères sous abri serre dans deux zones El Maarif et El Djoub connus par une vocation en maraichage sous serre (wilaya de m'sila) et d'étudier la pathogénicité des communautés identifiées sur la croissance et le développement des trois types des cultures « poivron, courgette et tomate ».

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

Partie1 : Analyse bibliographique comprenant deux chapitres ;

- Chapitre 01 : Les cultures sous serre ;
- Chapitre 02: Les nématodes phytoparasites.

Partie2 : Analyse expérimentale comprenant deux chapitres

- Chapitre 03 : Matériel et Méthodes
- Chapitre 04: Résultats et discussion

1^{ERE} PARTIE : BLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 01 : LES CULTURES SOUS SERRE

1.1. Généralités sur la plasticulture :

La serre vient du verbe « serrer », on peut donc en déduire, logiquement, qu'il s'agit d'un espace réduit, où on essaiera de faire tenir le plus grand nombre de plantes possibles. Ce n'est donc là qu'un aspect très partiel du rôle de la serre moderne. La serre est conçue à l'origine comme un simple abri, ou une enceinte destinée à la culture ou à la protection des plantes en exploitant le rayonnement solaire, elle est devenue un local industriel de production de matière végétale où l'on tente d'adapter l'environnement immédiat de la plante, de façon à améliorer sa productivité et sa qualité, en l'affranchissant du climat extérieur, du sol local et même des saisons (Lebbal, 2008).

La plasticulture ou culture sous abri serres est constituée en tubes métalliques galvanisés en forme de tunnel d'une superficie de 400m² (50m x 8m), destiné à la production des cultures maraîchères (MADR, 2018).

La serre est une structure qui peut être parfaitement close destinée en général à la production agricole, elle vise à protéger les cultures vivrières (légumes et fruits) ou de loisir (fleurs) des conditions climatiques rudes. Il s'agit d'apporter une meilleure gestion des besoins des plantes et accélérer ainsi leurs croissances ce qui permettra d'assurer une production indépendante le long de l'année. La classification des serres peut être faite soit de point de vue technologique, ou de point de vue professionnelle (Loukel, 2018) :

1.1.1. La serre chapelle :

La chapelle est l'unité de construction de la serre, formée par deux parois latérales verticales (ou très légèrement penchées) et un toit à deux pentes, généralement symétriques. La chapelle est caractérisée par sa largeur, les dimensions courantes sont approximativement entre (3, et 16m).



Figure 01: serre chapelle.

1.1.2. La serre multi chapelle :

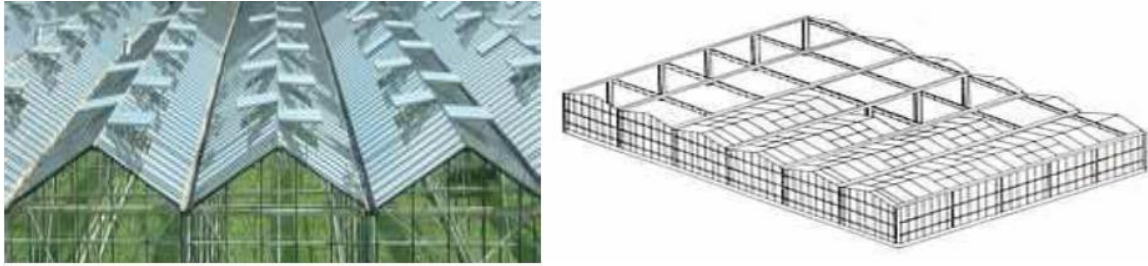


Figure 02: multi chapelle.

1.1.3. La serre tunnel :

En général, la serre tunnel se compose d'une série d'éléments juxtaposés constitués chacun par une armature en tube d'aciers assemblés par des boulons. La largeur est de 3 à 9 m. Le film plastique se fixe par divers systèmes de clips.

La serre tunnel est spécialement dédiée aux cultures précoces. Elle est incontournable pour le potager puisqu'elle permet de prolonger la récolte de fruits et légumes hors saison, voire de permettre des floraisons d'été. Elle doit son nom à sa forme demi-circulaire. Sa structure se maintient grâce à de grands arceaux métalliques. Elle est recouverte d'une bâche plastique spécialement conçue pour les serres. Cette bâche souple et transparente permet de doubler l'efficacité de la serre.



Figure 03: la serre Tunnel.

1.1.4. La serre gonflable :

La serre gonflable est une serre dont les parois sont flexibles de manière où son vrai volume avec l'état de son climat change (la température élevée provoque une détente qui fait augmenter la pression totale intérieure, la condensation de la vapeur d'eau diminue la pression totale, et provoque une dépression) par conséquent la paroi se rabat sur l'armature de la serre.



Figure 04: la serre gonflable

1.1.5. La serre de multiplication :

La serre de multiplication est une serre de production rapide de plantes de semence. Elle est étroite et large, bien isolée de façon à pouvoir maintenir des températures élevées. La hauteur est basse et les largeurs de chapelles sont de l'ordre de 3 mètres.



Figure 05 : Serre de multiplication

1.2. Intérêt de la plasticulture :

Les espèces légumières cultivées en Algérie ont toujours fait l'objet d'une protection, plus ou moins artificielle, contre les aléas climatiques. Depuis des années, les matériaux plastiques ont été de plus en plus associés à l'évolution de la production légumière de notre pays.

L'Algérie a introduit, pour la première fois, de la serriculture durant les années 70 dans la région de Blida, Alger et Tipaza. Cette nouvelle technique de culture a montré une précocité de récolte avancée de 2 à 3 mois, ainsi qu'un rendement multiplié par 3 à 4 par rapport au plein champ (Bouhraoua, 1991). Compte tenu de ces caractéristiques, la plasticulture a été développée dans le reste des régions, surtout côtières, caractérisées par des sols légers, une pluviométrie élevée et un climat favorisant la culture de primeur. Ce type de culture sous serre a été étendue aux régions sahariennes privilégiées par une production extra primeur comme Biskra et El Oued (Bouhraoua, 1991).

Dans les zones sahariennes, la plasticulture a pris une importance particulière dans l'agriculture algérienne grâce au type de sols (sableux) et à la disponibilité en eau surtout

souterraine. Grâce à l'introduction du système d'irrigation « goutte à goutte », les pratiques ont légèrement changé. Le système de production est généralement intensif, l'assolement est triennal, quadriennal et parfois quinquennal. L'utilisation des pesticides et des engrais est relativement importante pour les cultures menées sous serre (Dalila, 2007). Trois objectifs primordiaux pour l'introduction de cette technique (matériaux plastiques) (Lekfi, 1981) :

- Aménagement d'un calendrier de production qui permettait au pays d'étaler sa production légumière tout en réalisant des rendements élevés ;
- L'exportation des productions vers les pays consommateurs ;
- Enfin, le dernier objectif est la valorisation des sous-produits hydrocarbures de notre industrie productrice de matière première et une agriculture utilisatrice, et toutes deux au service du développement économique du pays

1.3. La production sous serres :

La production sous serre est une activité exigeante et complexe, impliquant de multiples interactions entre les plantes, le climat, les systèmes d'irrigation et de nutrition, le chauffage, les agents pathogènes.

Le succès des cultures en serre passe par un bon contrôle des conditions d'humidité et de température, une bonne fertilisation et une bonne irrigation. Les problèmes de maladies sont souvent causés par une mauvaise gestion de l'humidité et de l'aération en fonction du temps qu'il fait. Dans une année moins ensoleillée, Il faut apprendre à << lire >> les plantes.

La croissance des plantes dépend fortement des conditions extérieures; vitesse du vent, température et humidité et des moyens d'action intérieure de la serre tels que le Chauffage, l'aération...etc. En plus de la fonction du végétale tel que la transpiration. La température représente l'un des paramètres les plus importants pour la gestion du climat dans la serre malgré la difficulté de la contrôler. En fait, sa valeur optimale diffère d'une culture à l'autre et selon le stade cultural. Son importance réside dans le fait qu'elle influence la photosynthèse, la respiration et intervient dans la vitesse de croissance, le bourgeonnement, le calibre et la fermeté du produit. A noter que la différence de température entre le jour et la nuit constitue également un facteur essentiel. Ainsi pour maintenir une stratégie de contrôle du climat, le chauffage est nécessaire durant les périodes hivernales ou la température est inférieure à la température de consigne exigée par la plante et la ventilation est nécessaire durant les périodes chaudes. (Loukal, 2018)

1.4. Présentation des plantes hôtes :

1.4.1. Culture de poivron :

Le poivron (*Capsicum annuum* L.) est une plante de la famille des Solanacées, Plante originaire d'Amérique tropicale et Introduite en Europe au 15ème siècle, il est de la même espèce que le piment cultivé mais est issu de la sélection de variétés dites "douces". C'est une plante qui est vivace en milieu tropical mais qui est le plus souvent cultivée comme une annuelle afin de bénéficier de sa productivité (ITCMI, 2018).

1.4.1.1. Position systématique:

Règne : Plantae

Division : agnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Solanales

Famille : Slanaceae

Genre : Capsicum

Espèce : *Capsicum annuum*(Linnaean, 1753)

1.4.1.2. Cycle de la plante :

Le cycle de culture du poivron dure en moyenne 5 mois et demi. La levée n'est pas très rapide puisque les graines mettent une dizaine de jours avant de sortir de terre. Il est recommandé ensuite d'élever les jeunes plantules en pépinière durant un peu plus d'un mois et de les replanter en plein champ au stade 8-10 feuilles, lorsque les plants ont atteint environ 20 cm, soit à peu près 1 mois et demi après le semis. Après la plantation, il faudra encore aux plants de poivrons 1 mois avant de fleurir puis un second mois afin que les fruits grossissent avant de pouvoir récolter. La récolte peut donc avoir lieu 2 mois après le repiquage, soit 3 mois et demi après le semis (ITCMI, 2018).



1.4.1.3. Exigences :

Le poivron préfère les terres profondes, aérées bien drainées, riches en humus, humide (80 à 85%). Les sols silico-argileux de pH neutre (6,5 à 7) sont conseillés aux cultures de primeur et les terres argilo siliceuses pour les cultures de saison. Cette plante exigeante en chaleur, aime les climats tempérés (20 à 30°C le jour ; 15 à 20°C la nuit). Aussi, il est très exigeant en lumière. Salinité : moyennement tolérante : 1,92 à 3,2 g / l (3 à 5 mmhos/cm-1) (ITCMI, 2018).

1.4.1.4. Mise en place de la culture:

La mise en place de la culture passe par les opérations suivantes(ITCMI, 2018) :

➤ **Préparation du sol**

Labour : 25 à 30 cm.

Passage herse et fraise rotative.

➤ **Semis et Plantation**

En pépinière : Sous serre, semis en pot, septembre octobre novembre.

En plein champ, mars- avril

Plantation : Sous serre, septembre à janvier

En plein champ : avril à mai

Distances : Entre rangs : 0,90 à 1 m

Entre plants : 0,40 à 0,45 m

Densité : 20 000 à 25 000 plants / ha

➤ **Travaux d'entretien :**

Paillage, tuteurage, binage, buttage (culture sans paillage)

➤ **Fertilisation**

* **Fumure de fond** :

Organique : 30 à 35 t / ha

Minérale : 180 à 200 unités de N / ha ; 80 à 100 unités de P / ha ; 200 à 250 unités de K / ha

* **Fumure couverture** (04 apports)

- 1er apport 40 unités de N avant floraison 30 unités de K

- 2ème apport 40 unités de N nouaison 60 unités de K

- 3ème apport 30 unités de N fructification 60 unités de K

- 4ème apport 20 unités de N 60 unités de K après 1ère récolte

➤ **Irrigation**

- A la raie

- Goutte à goutte, **4000 à 5000 m³ / ha** doses et fréquences selon le stade végétatif et la demande climatique.

➤ **Protection sanitaire**

* **Insecticide** : Acétampride : Wide, Oxamyl : Vydate

* **Fongicide**

- **Botrytis** : Chlorotalonil : Thiram Chim, Cyprodinil : Chorus

- **Oïdium** : hexaconazole : Agrivil, Azoxystrobine

- **Mildiou** : Acide Phosphorique + Hydroxyde de Cuivre : Agrifos, Propinèbe : Rivacole

- **Alternaria** : Azoxystrobine + Diféconazole : Amistar Top Chlorotalonil :

➤ **Récolte** :

* Manuelle 5 à 7 jours,

* Rendements : Plein champ : **25 à 30 t / ha**

-Sous serre : **45 à 70 t / ha**

1.4.2. culture de la courgette :

La courgette *Cucurbita pepo* (Linné).est une dicotylédone légumière de la famille des cucurbitacées. Selon l'histoire contemporaine les courges sont originaires de l'Amérique Centrale et du Sud (ITCMI, 2018).

1.4.2.1. position systématique :

Règne Végétal

Embranchement Spermatophytes

Classe Dicotylédone

Ordre Cucurbitales

Famille Cucurbitaceae

Genre *Cucurbita*

Espèce *Cucurbita pepo* (Linné).

1.4.2.2. Cycle de la plante

Les graines de courgette germent 5 à 7 jours après les semis ou plutôt si l'on fend soigneusement le tégument (Messian et Fagbayide, 2004). La germination peut se faire en quatre jours sous une température optimale (FAO, 1988).

La floraison débute 30 à 40 jours après la levée de la plantule et plus ou moins continue (Messian et Fagbayide, 2004) .

Les premiers fruits immatures peuvent être récoltés 50-60 jours après la germination. Les fruits murs se récoltent au bout de 90-100 jours. Les fruits parthénocarpiques peuvent se former à des températures fraîches de 10°C la nuit et 20°C le jour (Messian et Fagbayide, 2009).

Les courges ont un cycle végétatif de 4 à 5 mois. Les variétés rampantes (locales) pourront être plus tardives.Elles se multiplient par :

∅ Semis en place, en poquets : 50 g de graines par are

∅ Ou en pépinière : 15 g de graines par are.

La levée a lieu 5 à 7 jours après semis, pour une température du sol supérieure à 20°C.La récolte se fait 5 mois après le semis. La longueur du fruit atteint 10 à 15 cm de long.La récolte commence 2 mois après le semis et peut s'échelonner sur un mois

1.4.2.3. Exigences :

La Courgette aime les sols profonds, frais, assez légers et surtout riches en matière organique(silico-argileux) avec pH neutre entre 5,5 et 6,8. La température optimale pour cette culture varie de 24 à 25°C. La Salinité moyennement tolérante de 1,92 à 3, 25 g / l (3 à 5 mmhos / cm-1)(ITCMI, 2018).

1.4.2.4. Mise en place de la culture :

La mise en place de la culture passe par les opérations suivantes (ITCMI, 2018) :

➤ **Préparation du sol**

Labour 25 à 30 cm

Epannage fumure de fond

Disquage croisé

➤ **Semis et Plantation**

Semis : sous serre en pépinière septembre octobre

Plantation octobre décembre

Distances de plantation : Entre rangs : 1,10 à 1,30 m

Entre ligne : 0,50 à 0,60 m

Plein champ : Semis direct : mars avril mai

Distances de plantation : Entre rangs : 1,20 à 1,50 m

Entre ligne : 0,50 à 0,60 m

Sous tunnel : semis direct : novembre - décembre

Densité : 11 000 à 16 000 plants/ ha

➤ **Travaux d'entretien :**

Binage, éclaircissage

➤ **Fertilisation**

• **Fumure de fond :**

Organique : 30 t / ha

Minérale : 120 unités de N / ha ; 60 unités de P / ha ; 100 unités de K / ha

• **Fumure d'entretien** (02 apports)

1er apport à la nouaison 30 unités / ha

2ème apport 15 jours après le 1er 30 unités de N / ha 20 unités de K / ha

➤ **Irrigation**

- A la raie

- Goutte à goutte, les besoins estimés sont de l'ordre de :

* primeur (sous abris) : **1500 à 2000 m³ / ha**

* primeur (sous tunnel) : **2000 à 2500 m³ / ha**

* saison : **2500 m³ / ha**

➤ **Protection sanitaire**

* **Insecticide** : Métidathion : Advathion, Alpha Cyperméthrine ,Alphacitan

* **Fongicide** :

- **Oïdium** : Triadimenol : Bayfidan Azoxystrobine : Azole

- **Cladosporiose** : Chlorotalonil : Thiram-Chim

➤ **Récolte :**

• Récolte manuelle à l'aide d'un couteau

• **Rendements** : 60 à 100 t / ha sous serre

30 à 50 t / ha en plein champ

CHAPITRE 02 : LES NEMATODES PHYTOPARASITES

2.1. Morphologie et systématique :

Les nématodes (Némathelminthes) ou "vers ronds", forment un groupe zoologique d'organismes vermiformes. Ils sont dépourvus de membres et de squelette et ont la forme d'un fuseau. Ils présentent une symétrie bilatérale. Le corps est non segmenté et recouvert d'une épaisse cuticule (Sumenkova, 1988). Les nématodes sont des organismes triploblastiques (trois feuilletts embryonnaires) et possèdent une cavité interne (formée par l'endoderme) non complètement recouverte de mésoderme (Aguinaldo *et al.* 1997 ; Adoutte *et al.* 1999).

La majorité des nématodes telluriques mesurent entre 0,6 et 0,8 mm de long et entre 0,025 à 0.50 mm de large (Sumenkova, 1988), certains comme les *Longidoridae* atteignant 4 mm (Coyne *et al.*,2010). Ils sont constitués d'un tube externe (cuticule) enveloppant 2 tubes internes superposés, le tube digestif et le tractus génital (Cayrol *et al.*, 1992) (figure 01):

Le tube digestif des nématodes phytoparasites (NPP) se distinguent des autres groupes de nématodes du sol par la présence d'une pièce buccale spécialisée : le stylet (Coyne *et al.*,2010)positionné à la partie antérieure du tube digestif ,quileur sert à perforer les cellules végétales, à y injecter des enzymes lytiques et à en extraire la sève végétale, d'une manière très semblable aux aphidés (pucerons) (Coyne *et al.*, 2010), suivi d'un canal œsophagien aboutissant à un bulbe musculaire pompe aspirante et refoulante(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).

- Le tractus génital ou les glandes sexuelles ou gonades sont des tubes repliés dans leur partie distale. Les cellules sexuelles de plus en plus évoluées se succèdent en file en donnant des ovules ou des spermatozoïdes à l'autre extrémité. Les femelles ont une ou deux gonades selon les espèces ; quand il y en a deux, la vulve est souvent à mi-longueur en position ventrale. Chez les mâles, qui sont souvent peu nombreux, existe un cloaque avec parfois une paire de (spicules),organes copulateurs sortant par le pore anogénital. Chez de nombreux Secernentea, cet orifice est bordé par une expansion cuticulaire qui maintient la femelle durant la copulation et qu'on désigne sous l'appellation de (bourse copulatrice)). Beaucoup d'espèces peuvent se reproduire parthéno-génétiquement ; quelques espèces sont hermaphrodites et il en est, surtout parmi les parasites, qui possèdent une alternance des générations (bachelier,'1978).

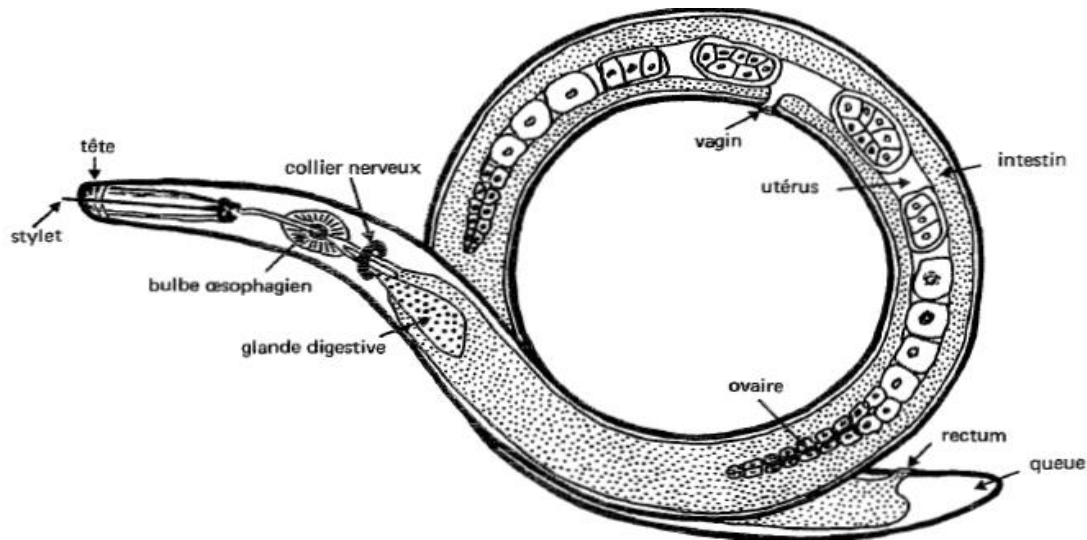


Figure 06 : Caractéristiques morphologiques d'un nématode tylenchide femelle (Bachelier, 1978).

Au sein des métazoaires, les nématodes avaient été placés en fonction de ces critères morphologiques dans les pseudo-coelomates. Avec l'apparition des techniques de biologie moléculaire, des phylogénies ont pu être réalisées. Basée sur la séquence 18S de l'ARNr, les nématodes peuvent être regroupés avec les arthropodes pour former les Ecdysozoa (animaux capables de renouveler leur cuticule par des mues) (Aguinaldo *et al.* 1997 ; Adoutte *et al.* 1999).

Taxonomiquement, les nématodes phytoparasites appartiennent à deux ordres les *Dorylaimida* et les *Tylenchida* (Cayrol *et al.*, 1992) :

- **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 dans le tableau suivant :

Tableau 01 : Les différentes super familles, familles et sous familles avec les genres de l'ordre *Tylenchida* (Brzeski, 1998)

Super famille	Famille	Sous famille	Genre
<i>Aphelenchoidea</i>	<i>Aphelenchoididae</i>	<i>Aphelenchoidinae</i>	<i>Aphelenchoides</i>
		<i>Aphelenchidae</i>	<i>Aphelenchus</i>
<i>Tylenchoidea</i>	<i>Hoplolaimidae</i>	<i>Hoplolaiminae</i>	<i>Helicotylenchus</i> <i>Scutellonema</i>
		<i>Pratylenchinae</i>	<i>Pratylenchus</i>
	<i>Tylenchidae</i>	<i>Anguinidae</i>	<i>Ditylenchus</i>
		<i>Tylenchinae</i>	<i>Tylenchus</i>
		<i>Bolcodorinae</i>	<i>Psilenchus</i>
	<i>Belonolaimidae</i>		<i>Tylenchorhynchus</i>
<i>Criconematoidea</i>	<i>Tylenchulidae</i>		<i>Paratylenchus</i>

Les nématodes *Dorylaimida*

L'ordre des *Dorylaimides* comporte de nombreuses familles réunissant des espèces détritiphages et phytophages vecteurs des virus (Linford and Oliviera, 1937). 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. Certaines espèces sont de grande taille pour des nématodes du sol (Ritter, 1971).

Les *Dorylaimides* sont classées d'après Reddy (1983) comme suite :

Règne : *Animalia*

Sous règne : *Metazoa*

Embranchement : *Nemathelmintha*

Classe : *Nematoda*

Sous classe : *Adenophorea*

Ordre : *Dorylaimida*

Les différentes super familles, familles et sous familles avec les genres sont énumérés dans le tableau suivant:

Tableau 02 : Les différentes super familles, familles et sous familles avec les genres de l'ordre *Dorylaimida* (Brzeski, 1998)

Sous ordre	Super famille	Famille	Sous famille	Genre
<i>Dorylaimina</i>	<i>Dorylaimoidea</i>	<i>Dorylaimidae</i>	<i>Dorylaiminae</i>	<i>Dorylaimus</i>
				<i>Mononchus</i>
		<i>Longidoridae</i>		<i>Xiphinema</i>

2.2. Biologie et cycle de développement :

En conditions favorables sous les tropiques, de nombreuses espèces ont des cycles de développement très courts avec plusieurs générations par saison. Cela peut conduire à des développements très rapides de populations à partir de seulement un (auto-fertilisation) ou deux individus (Coyne *et al.*, 2010). Apart quelques rares espèces hermaphrodites, tous les Nématodes sont à sexes séparés. Quelques espèces sont entièrement ou provisoirement parthénogénétiques, mais il n'existe pas de multiplication asexuée chez les Nématodes. Tous pondent des œufs, quelques espèces étant ovovivipares. Les larves changent quatre fois de cuticule, le cinquième stade étant la forme adulte (Bachelier, 1978).

Le cycle de développement des nématodes est typiquement divisé en 6 : le stade œuf, 4 stades juvéniles et le stade adulte (Figure 02). La durée de chacun de ces stades et du cycle biologique complet diffère selon les espèces et dépend de facteurs comme la température, la teneur en eau et la plante hôte (Coyne *et al.*, 2010).

Par ailleurs, les nématodes peuvent survivre à des conditions défavorables comme la saison sèche ou les hivers froids. Certaines espèces survivent mieux à différents stades, par exemple les espèces du genre *Heterodera* survivent mieux sous formes d'œufs à l'intérieur de kystes, le genre *Ditylenchus* au quatrième stade juvénile et le genre *Anguina* au second stade juvénile (Coyne *et al.*, 2010). De nombreuses espèces, se déshydratent ou s'enkystent. De nombreux Nématodes phytophages (*Plectus*, *Cephalobus*, *Tylenchus*, *Aphelenchus* ...) peuvent subir une dessiccation complète et prolongée et demeurer ainsi inertes pendant des mois et des années. Des déshydratations et réhumidifications successives sur les mêmes larves sont généralement possibles (Bachelier, 1978)

2.3. Modes de parasitismes

Le mode de parasitisme a permis de subdiviser les nématodes parasites des racines en quatre grands groupes (Figure 02):

2.3.1. Les ectoparasites :

Ils ne pénètrent jamais dans les racines. Ils se nourrissent sur les cellules se trouvant à la périphérie ou à l'apex des racines. Ils sont capables de se déplacer d'une racine à une autre. Les *Trichodorus*, les *Longidorus* et les *Xiphinema* font partie de ce groupe.

2.3.2. Les endoparasites migrants :

Ils pénètrent dans les racines, s'y déplacent, peuvent en ressortir et changer de racine. *Scutellonema cavenessi* parasite de l'arachide au Sénégal en est un exemple.

2.3.3. Les semi-endoparasites

Ils se fixent en un point de la racine. Une partie du corps, la tête, pénètre dans la racine et le reste du corps restant à l'extérieur. C'est le cas de *Rotylenchus reniformis* dont le corps de la femelle se renfle.

2.3.4. Les endoparasites sédentaires

Ils pénètrent totalement dans les racines s'y fixent et ne quittent plus le site choisi. Les *Meloidogyne*, le *Heterodera* sont des endoparasites, chez ces deux genres le corps de la femelle devient pyriforme et parfois fait saillie à l'extérieur des racines.

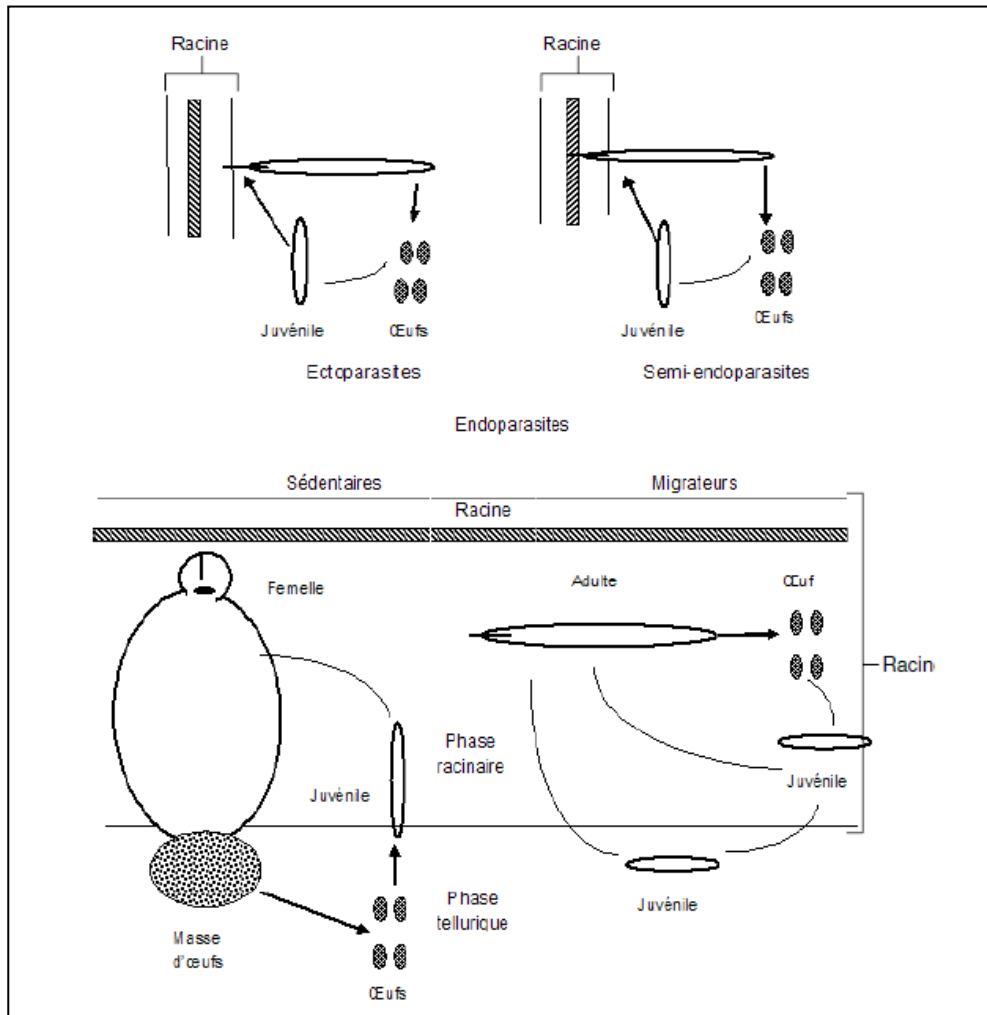


Figure 07 : Les différentes modes de vie des nématodes (Mateille, SD).

2.4. Nuisibilité des nématodes

2.4.1. Symptômes sur la partie aérienne(Fig. 8)

Les symptômes d'attaques des nématodes sont rarement spécifiques ; les plus visibles sont occasionnées sur les parties aériennes entraînant soit des déformations ou des nécroses (de Guiran, 1983). Ce sont souvent des symptômes spécifiques associés à des nématodes plus aisés à diagnostiquer. Ils comprennent (Coyné *et al.*, 2010):

- Formation de galle, ou gonflement anormal des grains (*e.g. Anguina*) ou des feuilles (*e.g. Cynipanguina*)
- Des stries sur feuille, blanchissement et décoloration des feuilles (particulièrement sous climat tempéré) (*e.g. Aphelenchoides*)
- Epaissements, crevasses et croissance désorganisée des tissus (*e.g. Ditylenchus*)

- Nécrose interne de la tige, association avec un anneau rouge (*Bursaphelenchuscocophilus*)
- Nécrose de l'inflorescence
- Chlorose/brunissement des feuilles (aiguilles de pins), possible mort de l'arbre (*Bursaphelenchus xylophilus*).
- Chlorose (jaunissement) ou toute autre coloration anormale du feuillage
- Croissance inégale et réduite
- Feuillage fin et peu fourni
- Symptômes liés au stress hydrique comme flétrissement de la plante ou enroulement des feuilles
- Mort de plantes pérennes ou ligneuses avec peu ou pas de nouvelles feuilles
- Réduction de la taille des fruits et des graines
- Faiblesse des récoltes.



Symptôme de l'anneau rouge (*Bursaphelenchus cocophilus*) dans un tronc de cocotier [JB].



Stries et décolorations en rayures sur feuille de bananier Ensete (*Musa*) causé par *Aphelenchoides* sp. [PS].

- **Figure 8** .Symptômes sur parties aériennes (Photographies de J.Bridge (JB), R. Sikora (RS) , p .Speijer (PS) et H. Wallwork (HW).)

2.4.2. Symptômes sur la partie souterraine :

Les symptômes causés par les nématodes phytoparasites sont observables sur les parties aériennes comme sur les parties souterraines. L'arrachage des plantes ou le dégagement des racines est nécessaire pour observer ces symptômes (Coyne *et al.*,2010).

Les investigations de Luc (2005) montrent que *Hoplolaimus Columbus* s'alimente souvent sur les bouts de racine de jeunes plants de coton entraînant ainsi des perturbations de la croissance des racines. Ceci limite la prise de l'eau et des aliments engendrant de faible chlorose sur les feuilles. En Inde, Bhatti (1992), a signalé la présence de cette espèce sur les racines de la canne à sucre. Il a observé des nécroses des cellules parenchymateuses, qui ont eu comme conséquence un épuisement des racines. Decker (1981), affirme que *H.Columbus* cause des lésions sur les cellules corticales des racines de la canne à sucre au niveau des zones méristématiques.

D'autres phytoparasites sont signalés sur les plantes cultivées comme l'espèce *Aphelenchoides besseyi* qui s'alimente sur les jeunes tissus des feuilles de riz à la fin de la saison de croissance (Taylor, 1969). Après germination des graines du riz, *Aphelenchoides besseyi* s'alimente des cellules méristématiques. Après la croissance végétale *Aphelenchoides besseyi* se trouve à la face inférieure des feuilles au-dessus de la tige et deviennent ectoparasites s'alimentant aux cellules parenchymateuses au tour de la tête du corps (Todd et Atkins, 1958). Les plants infestés manquent de vigueur et produisent de petites panicules qui montrent une stérilité élevée. Les glumes deviennent petites et donnent des graines vides tordues (Ou, 1985). Les symptômes les plus remarquables d'*Aphelenchoides besseyi* sur riz se produisent à l'étape de tallage (Taylor, 1969). Tamura, et Kegasawa. (1958) signalent que différentes variétés de riz réagissent différemment aux attaques des *Aphelenchoides besseyi* les rendements sont réduits à 50%.

Pour le genre *Meloidogyne* les symptômes essentiels de leurs attaques se traduisent par la formation de galles sur les racines. Ces dernières peuvent être de petites tailles visibles sur les radicelles ou grosses envahissant tout le système racinaire (de Guiran, 1983). Goggin *et al.* (2004) affirment que *Meloidogyne incognita* provoque des lésions du système vasculaires. Cette espèce prédispose les plants de coton aux attaques par le *fusarium* et le *verticillium* (Thomas *et al.*, 2004).

Helicotylenchus multicinctus provoque des dommages sur les racines et les bulbes de bananier dans les tropiques (Synder, 2002). Quant au genre *Ditylenchus* les attaques sont diverses. À titre d'exemple, *Ditylenchus dipsaci* provoque des symptômes variant entre le rabougrissement, gaufrage, torsion, gonflement, malformation des feuilles, des tiges, des pétioles et des fleurs (Alford, 2002)

Le genre *Pratylenchus* provoque des lésions sur les racines permettant l'installation des bactéries et des champignons. Ainsi les plants perdent leurs vigueurs et flétrissent (Alford, 2002). L'association *Pratylenchus* et *Meloidogyne* forment un complexe très pathogène sur de nombreux plants de rosiers (de Guiran, 1983).

Sur la vigne les attaques des *Xiphinima* (vecteur des virus de vignobles) provoquent des symptômes secondaires c'est les tâches annulaires sur les feuilles puis d'autres symptômes selon les virus transmis (de Guiran, 1983).



Pourrissement, fissures(gauche) et sectionnement (droite) de racines de bananier en présence de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus* et *Meloidogyne spp.*

Figure 9 : Pourrissement de racines causé par un infestation en nématodes

2.5. Facteurs agissant sur le développement des nématodes :

2.5.1. Facteurs biotiques :

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).

Outre le travail du sol, le matériel végétal est le principal facteur influençant le nombre de nématodes dans le sol, qu'ils soient phytoparasites ou non. Le système racinaire de la plante est la composante biotique majeure du sol, pourvoyeur d'énergie pour la majorité de la faune tellurique. Selon leur nature et le stade physiologique, les plantes agissent différemment sur les nématodes: les plantes pérennes sont une ressource permanente qui permet un grand degré de maturité des peuplements du sol, tandis que les plantes annuelles représentent une source alimentaire éphémère pour les nématodes, particulièrement pour les parasites obligatoires (Freckman et Caswell, 1985).

Les recherches de Evans et al., (1993) menées sur la pathologie des plantes due aux nématodes phytoparasites a montré que pour des communautés nématologiques peu diversifiées, certains genres sont fortement colonisatrices en l'absence de compétition, très agressives et provoquent des dégâts importants (perturbation de la rhizogenèse et de l'absorption minérale et hydrique) Dans ces systèmes agricoles Dans les régions tempérées Les investigations de Cadet et Floret (1999) ont montré que la mise en jachère, par exemple, augmente la diversité intracommunautaire qui induit directement une diminution de la pathogénie globale de la communauté nématologiques.

2.5.2. Facteurs abiotiques

Il ressort de nombreux travaux que l'atmosphère du sol, 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 H₄C₁ ou NH₄NO₃. Katznelson et Henderson (1963), ont observé que l'ion ammonium déterminait une accumulation très nette des Nématodes étudiés.

La température est un facteur de régulation relativement mineur en zones tropicales humides où elle est relativement stable, et d'autant plus que les fluctuations peuvent être tamponnées dans les couches profondes du sol. Dans les zones à fort ensoleillement toutefois l'échauffement artificiel du sol par pose d'un film plastique transparent (solarisation) peut être utilisé comme méthode de lutte (Katan, 1981). D'après Wallace (1963) l'influence de la température sur les nématodes peut s'envisager sous trois aspects différents:

- * Les températures non létales qui inhibent seulement le développement ;
- * les températures optimales permettent un bon développement des nématodes ;
- * les températures létales.

Les observations ont montré qu'à une humidité donnée, les nématodes se meuvent 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 qu'ramper (Wallace, 1963, Wallace et Doncaster, 1964).

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).

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).

D'autres auteurs se sont intéressés aux facteurs chimiques. Les fortes concentrations en sels minéraux (KNO₃, NaCl, Ca(NO₃)₂, MgSO₄), 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 facteurs environnementaux abiotiques (Le Saulx and Quénehervé, 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 and Albrecht, 1992).

Concernant la texture du sol, nommée relation mésologique (nématode-type de sol), 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 sont plutôt attaquées par *Pratylenchus*. 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).

2.6. La dissémination des nématodes :

Les nématodes phytoparasites ne se déplacent que sur de petites distances : un nématode peut parcourir en moyenne 20 cm par an. A ce rythme, il semble surprenant que les populations de nématodes soient aussi largement distribuées à travers le monde (Sadek, 1977).

2.6.1. La dissémination passive :

Aux champs, la dispersion des nématodes est principalement consécutive à une dissémination passive. Les nématodes phytoparasites sont transportés par le vent, les eaux d'irrigation et de ruissellement, les hommes et les animaux (Prot, 1984).

Le vent joue un rôle important dans la dissémination des nématodes à kystes comme le genre *Heterodera*. Il existe peu de documents sur le rôle du vent dans la dissémination des nématodes qui ne forment pas de kystes. D'après Gaur (1988) et Sadek (1977), les Tylenchides sont habituellement en anhydrobiose quand ils sont transportés par le vent sur de longues distances. Baujard et Martiny (1994) montrent que dans le bassin arachidier sénégalais, le nombre de nématodes transportés par le vent est de plus en plus important au fur et à mesure que l'on avance dans la saison sèche, cela serait probablement lié à la disparition de la végétation.

L'eau de ruissellement se révèle comme un important mode de transport passif des nématodes et les espèces phytoparasites y sont largement représentées. Au cours de la saison des pluies, un nombre important de ces parasites est drainé à travers les champs suivant la pente des bassins versants. La conséquence directe de ce transport est une infestation massive des champs ou des jachères qui sont traversés par cette eau (Diop, 1995). En hivernage, cette infestation a lieu avant l'installation de la végétation (Cadet et Albergel, 1996). L'eau d'irrigation est aussi un vecteur pour le transport des nématodes, de même que les eaux d'inondation qui peuvent concourir à la propagation des nématodes sur de grandes distances (Sadek, 1977).

Il existe d'autres moyens non moins efficaces de dispersion des nématodes. En effet, des études de propagation et de distribution des nématodes indiquent que l'homme est le principal vecteur, puisque la dissémination des nématodes résultent directement des activités. Les outils, les machines agricoles, le bétail et les animaux domestiques sont des vecteurs de propagation des nématodes. Le transfert intentionnel ou accidentel de matériel végétal et de sol infestés sont également des sources de dissémination, sur des distances plus ou moins importantes (Sadek, 1977).

2.6. 2. La dissémination active

Une dispersion active de proche en proche peut être observée à la périphérie des populations initiales. Les nématodes peuvent aussi suivre les racines en croissance, ainsi, des propagations de 15 m par an ont été constatées pour *Radopholus similis* dans les Plantations d'agrumes (Prot, 1984).

2.7. Les méthodes de lutte contre les nématodes

Le contrôle des nématodes implique aussi bien la prévention que la lutte. Les principaux moyens de lutte sont les méthodes chimiques, les méthodes physiques (chaleur, submersion, dessèchement) et les méthodes culturales (rotations, jachère, amendements organiques, date de plantation).

2.7.1. La prévention :

La prévention comporte deux volets, la lutte contre la dissémination des nématodes et l'aménagement des surfaces cultivées de manière à éviter les facteurs favorisant les nématodes.

Il est impossible d'éviter totalement la dissémination des Nématodes car ils sont transportés par le vent, les eaux de ruissellement et d'irrigation et par les animaux ; mais, cette dissémination naturelle n'a que peu d'importance en regard de celle entraînée par les activités humaines. Les nématodes sont transportés d'un endroit à un autre par les bulbes ou les jeunes plants d'arbres et de plantes ornementales ou maraichères. Ils sont aussi transportés d'un champ à l'autre et même d'une région à une autre par les outils agricoles souillés de terre contaminée. Avant de planter un champ non infesté il faut s'assurer que les plants utilisés ne proviennent pas d'une pépinière infestée ou qu'ils ont été débarrassés de leurs nématodes. De nombreux pays se sont dotés d'une législation qui interdit l'importation et même le transport d'une région à une autre des plants contaminés. Lorsqu'un champ est infesté, le matériel agricole (tracteurs et ustensiles, aratoires) utilisé dans ce champ devrait être soigneusement nettoyé avant d'être employé dans un autre champ.

Concernant l'entretien des surfaces cultivées, les champs des plantes pérennes sont susceptibles de servir de refuge aux nématodes parasites des cultures auxquelles la surface est destinée. Le choix des brises vent qui ne sont pas hôtes des nématodes limite le développement des nématodes dans les parcelles. Un mauvais exemple est de conserver des papayers dans les surfaces consacrées aux cultures maraichères. Le papayer est un très bon hôte pour les nématodes du genre *Meloidogyne* qui sont l'un des principaux

facteurs limitant la rentabilité des cultures légumières. Le papayer sert de refuge à ces nématodes et aucun des moyens de luttés possibles ne sera efficace tant qu'il sera présent. L'entretien des Surfaces doit être rigoureux. Il ne sert à rien de cultiver des cultivars résistants ou des plantes pièges, dans le but de faire décroître les populations de parasites, si on ne désherbe pas correctement la culture laissant ainsi en place des plantes hôtes sur lesquelles les nématodes continueront de se multiplier. En terrain infesté il faut récupérer, autant que faire se peut, les racines parasites et les détruire par le feu.

2.7.2. Les moyens de lutte :

Plusieurs méthodes et moyens de lutte sont utilisés pour diminuer les populations des nématodes à un seuil économiquement tolérable pour limiter les dommages et protéger les plantes contre les attaques de ces parasites (Taylor, 1968).

Les méthodes culturales compte parmi les pratiques d'entretien et la préservation des zones saines de l'infestation par ces parasites. Ces moyens commencent par la surveillance et l'élimination de tout sujet contaminées (Sarakoski, 1977). La destruction des racines infestées peut empêcher l'infestation des futures productions (Bertrand, 2002)

Selon Decker (1981), une rotation avec des variétés non hôtes pour les nématodes permet la réduction de ces derniers qui survivent dans le sol.

Pour certains nématodes les moyens culturaux joue un rôle important pour combattre ces parasites. Exemple pour *Aphelenchoidesbesseyi* lorsque les graines semis dans le sol saturées d'eau avant la transplantation de riz (pratique habituelle dans beaucoup de secteurs de la production de riz), le risque d'infection des futures plants est diminué de 60% que le semis directe dans le sol sec et irrigué plus tard. Cette stratégie serait plus efficace quand le sol est infesté (Huelmaet *al.*, 1994).

Certaines conditions se montrent létales pour les nématodes phytophages. D'après Gergon et Prot (1993) les températures élevées (52-54°C) pendant 15 minutes assurent une mortalité importante des nématodes conservés dans le sol. Alors que Crawley (1959) et Tenente*etal.* (1994), affirment qu'un traitement avec de l'eau chaude est efficace contre une proportion importantes des nématodes libres de sol.

Un labour profond en période sèche provoque la dessiccation des nématodes (Bertrand, 2002).

L'apport des amendements organiques limite les populations de nématodes. Ceci est du des aux acides toxiques qui se dégagent de cette matière (Bertrand, 2002).

Selon Bouthra (1992) une jachère de trois ans élimine un nombre important des œufs et de larves des *Globodera* dans les zones de la production de la pomme de terre en Algérie.

Les méthodes biologiques sont des moyens de lutte qui repose sur l'utilisation des différents agents biologiques qui ont la capacité de prendre en piège les nématodes et de s'en nourrir comme champignons nématophages. Nombreux Champignons sont capable de piéger les larves infestant des nématodes à galles du genre *Meloidogyne* (Cayrol et *al.*, 1992) et

d'autres genres *Tylenchus*, *Tylenchorynchus*, *Globodera*, *Radopholus*, *Rolylenchulus*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus* (Tribe, 1980 ; Cayrol et al., 1992).

Ces champignons peuvent agir sur les nématodes par leurs sécrétions. Djian *et al.* (1990) montrent que *Paecilomyces lilacinus*, produit des toxines paralysant les larves (L2) de *Meloidogyne* et d'*Heterodera*. Ces molécules agissent de façon spécifique sur les nématodes phytophages comme les *Meloidogyne sp.*, *Heterodera sp.*, *Pratylenchus penetrans*, *Helicotylenchus multicinctus* et *Radopholus similis* (graves parasites des bananeraies en Afrique).

Par contre, les espèces parasites des parties aériennes (*Aphelenchoides* et *Ditylenchus*), et les espèces mycophages et saprophages, constituant une part importante de la microfaune utile du sol, qui n'est pas atteinte par ces molécules (Cayrol et Djian, 1990)

Les bactéries présentent un potentiel important dans la lutte contre les nématodes phytophages. Certaines sont des parasites obligatoires tel que *Pasteuria penetrans* sur les larves de *Meloidogyne* (Cayrol *et al.*, 1992).

La répartition géographique de cette bactérie est très ubiquiste. On signale sa présence dans toutes les régions du globe. Elle parasite un bon nombre d'espèces de nématodes. D'après Sayre *et al.* (1991) les spores de *Pasteuria penetrans* sont spécifiques. Par exemple les spores issues de *Pratylenchus penetrans* sont incapables de parasiter dix (10) autres espèces de *Pratylenchus* connues et tout autre genre de nématode.

D'autres Bactéries par contre sécrètent des métabolites toxiques pour les nématodes. A titre d'exemple *Bacillus thuringiensis*, secrète une toxine thermostable à propriétés larvicides et ovicides intéressantes vis à vis de *Meloidogyne sp.* (Cayrol *et al.*, 1992). Cette molécule est efficace en traitement du sol mais, rapidement dégradable. Cependant, le métabolite produit par l'avermectinevoisine (AVM B2) peut garder son efficacité dans le sol pendant 2 mois (Putter *et al.*, 1981).

Les plantes nématicides et leurs produits de sécrétions "toxines" agissent de manière différente sur les nématodes. Soit en inhibant le développement des larves ou en bloquant l'éclosion des œufs. Ces plantes peuvent être utilisées de différentes façons pour protéger des cultures sensibles aux nématodes phytophages (Panchaud -Mattei, 1990 ; Cayrol *et al.*, 1992).

La lutte chimique reste la méthode la plus employée et la plus appréciée par les agriculteurs, mais la plus coûteuse. Elle consiste, soit à désinfecter le sol avant plantation avec des produits fumigants (ou précurseurs fumigants), soit à traiter la culture en place par les produits systémiques véhiculés par la sève, (Djian, 1992 ; in Belkacem, 1997).

Les travaux de Gergon et Prot (1993) ; Templeton *et al.* (1971) ; Tenente et Manso, (1994) et Todd et Atkins (1959) ont révélé une efficacité des produits chimiques (le benomyl, Le thiabendazole et Carbofuran) contre les fortes infestations de *Aphelenchoides besseyi*.

Par contre la fumigation par le phosphate d'aluminium s'est montré inefficace contre ce même parasite des cultures (Tenente et al., 1994).

Le Telone est efficace pour lutter contre les *Hoplolaimus Columbus* sur coton et peut augmenter 5 fois le rendement (Decker ; 1981).

Les produits nematicides sont très importants. Cependant, Ils peuvent être sans effet contre les nématodes endoparasites sédentaires. Par exemple, le traitement par le 1,3-Dichloropropene contre *M.incognita* sur tubercule du pomme de terre, n'a pas diminué le taux d'infestation (Thomas *etal.*, 2004).

La mise en place d'un système de lutte intégrée permet seule de lutter efficacement contre les nématodes de cultures, cet objectif ne peut être atteint que par l'emploi combiné et raisonné de toutes les méthodes dont on dispose de façon à maintenir les populations des ravageurs à un niveau assez bas pour que les dégâts occasionnés soient économiquement tolérables et qui doit être avant tout déterminée par la nature de déprédateur, la nature et la valeur de la culture, (Missonnier, 1985 ; Dalmasso et Missonnier, 1986).

Plusieurs travaux ont signalé l'efficacité de cette méthode dans la lutte contre les Meloidogyne à titre d'exemple les travaux de Zerrouki (1991) affirme que l'emploi combiné des variétés résistantes, le greffage et le champignon prédateur *Arthrobotrys irregularis* s'est montré très efficace. Smaha (1991), montre que l'association du greffage sur culture de tomate et la lutte chimique a donnée de bons résultats.

L'utilisation combinée des plantes nematicides du genre *Tagete*, des variétés résistantes "Carmello" diminue l'indice de galle de *Meloidogyne* dans les racines et un effet bénéfique sur le rendement (Sellami et cheifa, 1997).

2^{EME} PARTIE : EXPERIMENTALE

CHAPITRE 03 : MATERIEL ET METHODES

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 km². 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-Arredj 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.



Figure 10: 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.

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 3 : Températures moyennes mensuelles, des maxima, des minima et des moyennes de la région de M'sila (2019-2020).

	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NOV	DEC
M °C	12.8	13.9	16.5	19.6	23	27.1	30.7	30.7	22.3	27.1	17.3	14.1
m °C	4.1	4.6	6.3	8.1	11	14.7	17.4	15.7	11.9	8.2	5.3	17.2
(M+m)/2	8.45	9.25	11.4	13.85	17	20.9	23.95	24.05	21.4	17.1	12.75	9.7

(O.N.M. 2020)

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 8.45°C.

La température moyenne mensuelle la plus élevée est celle Juillet avec 24.05°C.

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 (2019- 2020)

	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NOV	DEC	Annual
P (mm)	25	15	25	17	26	12	05	05	21	22	34	22	22.9

(O.N.M. 2020)

Dans la région de M'Sila, le mois le plus pluvieux durant cette période est le mois de Novembre (34 mm) suivi par Mai avec 26 mm, alors que juillet et aoutest le mois secavec5 mm.

3. 1. 3. Synthèse climatique :

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

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.

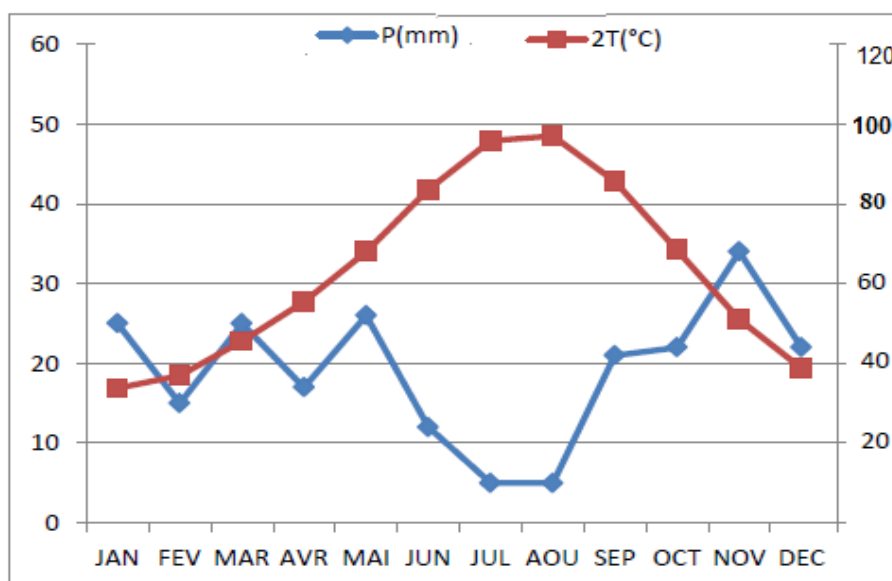


Figure 11 : Diagramme ombrothermique de la région de M'Sila entre 2019- 2020.

Le diagramme ombrothermique de la région de M'Sila des années 2019- 2020 révèle la présence de deux périodes humides s'étalant de Janvier en Février et de Novembre en décembre. Tandis que, la période sèche s'étale de mars en octobre.

3. 1. 4. Choix des stations d'étude :

Le territoire de la commune de Maarif est situé au centre de la wilaya de M'Sila, à environ 37 km au sud-ouest de M'Sila et à 33 km au nord-est de Bou Saâda.

Agriculture

Le sol de la commune est particulièrement fertile et convient à toutes les cultures grâce aux ressources en eau importantes



Figure 12 : Localisation de la station El Maarif prospectées sur carte géographique

Ouledsliman (El Djob) est une commune de la wilaya M'sila , bensrou

La surface : 317.00km² /31700 hectares



Figure 13 : localisation de station ouled slimane (El Djob) prospectées sur carte géographique

3. 2. Inventaire des nématodes des cultures sous serre :

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 : Jaccob et Middepiaats (1988), Yeates et al. (1993).

3. 2. 2. Méthodes d'échantillonnage :

Le dispositif choisi résume le mode de prélèvement dans nos stations d'études. Les échantillons de sol et des racines sont réalisés sur une surface d'une serre par station. . Au niveau de chaque serre, un prélèvement de sol composé, qui consiste à réunir des échantillons élémentaire de sol d'environ 100g chaque récolté dans la rhizosphère des plants choisis le long des deux diagonale à l'aide d'une binette à un profondeur d'environ 30 cm. Les échantillons élémentaires de chaque station sont rassemblés dans des sacs référencés. Ces prélèvements ont été réalisés pendant le mois de février et Mars de l'année 2020 dans les répartitions d'études.

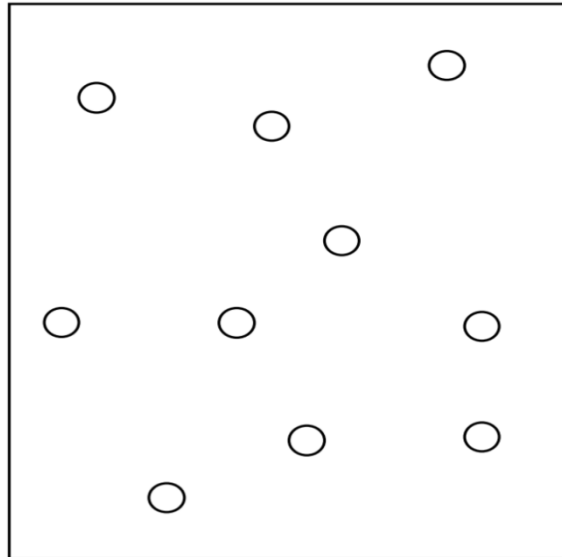


Figure 14:Schéma d'échantillonnage des nématodes de chaque station d'étude.

3. 2. 3. Extraction des nématodes du sol et des racines:

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 ».

L'extraction des nématodes est réalisée selon les étapes suivantes :

- A l'aide d'un tamis à grosse maille (2mm), on enlève les cailloux et débris divers et brisez les mottes de terre ;
- Dans un récipient en plastique (bassine, seau), on mélange l'échantillon de sol. Puis, on Prélève un volume de sol (100 ml) et une quantité de racines (100 g) ;
- On place un filtre en papier, (nappe en papier, mouchoir en papier) sur le tamis placé sur le plateau/soucoupe en plastique en s'assurant que la base du tamis est entièrement recouverte par le filtre ;
- On place le volume de sol ou racines 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 ;
- On rajoute de l'eau aux plateaux d'extraction et on prend soin de verser délicatement l'eau dans les plateaux et non sur le papier-filtre ou l'échantillon (entre le bord du plateau et le tamis) ;
- On ajoute la quantité d'eau nécessaire pour humidifier mais non couvrir l'échantillon pour éviter le dessèchement. Si nécessaire vous pouvez toujours rajouter de l'eau plus tard ;
- On laisse (de préférence à l'obscurité) au calme pendant une période définie (48 heures si possible) en rajoutant de l'eau si nécessaire. Les nématodes traverseront le filtre de papier pour se retrouver dans l'eau au fond du plateau. ;

- Après la période d'extraction, on récupère l'excès d'eau provenant du tamis et du sol dans la solution d'extraction. On retire le tamis et jette l'échantillon ;
- On verse l'eau de la soucoupe dans un bécher étiqueté(ou une tasse), en utilisant une pissette pour rincer le plateau et on laisse les solutions décanter ;
- Afin de compter les nématodes dans la solution d'extraction, on réduit le volume en versant délicatement ou en siphonnant l'excès d'eau pour réajuster les volumes à 25 ml.

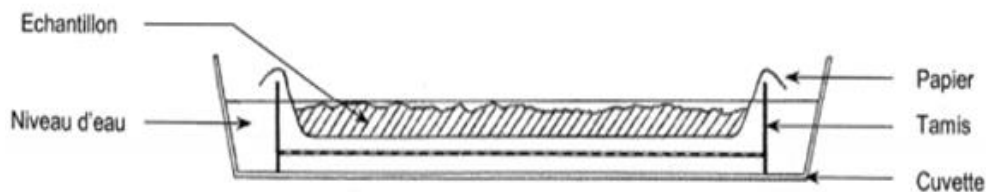


Figure 15 : Méthode de Baermann modifiée (méthode des assiettes).

3.2.4. Dénombrement et identification des taxons :

Les nématodes extraits sont observés et dénombrés à l'aide d'une loupe binoculaire à lumière diascopie. 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 des clés d'identification de Jaccob et Midepiaat (1988). Les populations de nématodes sont exprimées en nombre de nématode par dm^3 (N/dm^3) (Merny et luc, 1969).

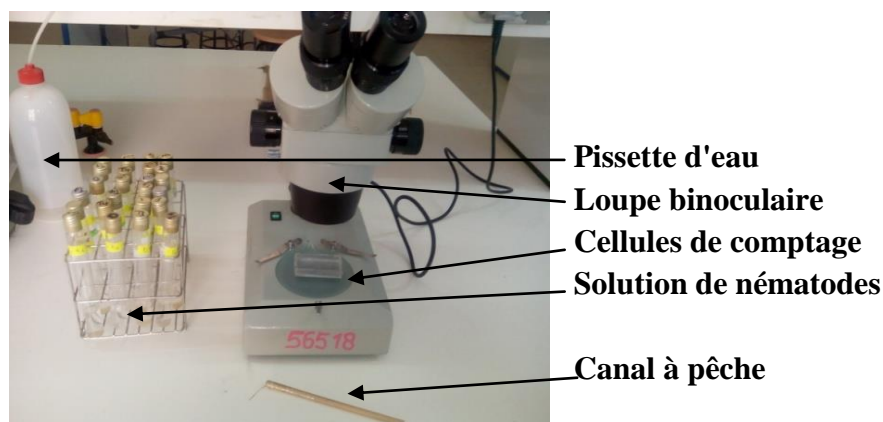


Figure16 : comptage des groupes trophiques sous loupe

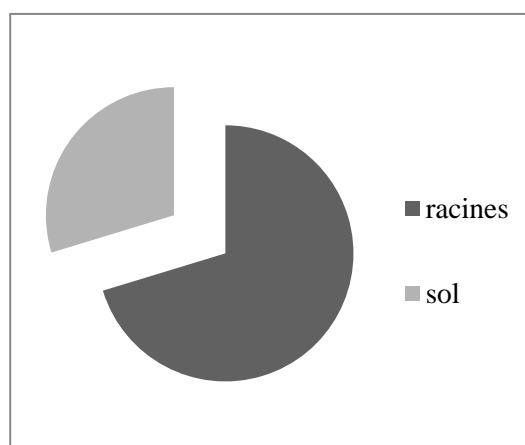
CHAPITRE 04 : RESULTATS ET DISCUSSION

4.1. Inventaire des nématodes phytoparasites des cultures sous serre :

L'analyse nématologique a révélé une richesse totale de 08 genres de nématodes inventoriés dans les stations, El Maarif et El Djoub, connues par sa vocation en cultures maraîchères. Les genres identifiés sont représentés par : *Meloidogyne*, *Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Pratylenchus*, *Tylenchus*, *Ditylenchus*, *Hoplolaimus*, *Helicotylenchus* et *Tylenchorhynchus*.

Sur les racines des cultures sous serre prélevées dans les deux stations d'étude, les résultats dévoilent la présence de (05) genres des nématodes : *Meloidogyne*, *Aphelenchus*, *Tylenchus*, *Ditylenchus* et *Pratylenchus* avec une densité de 650 N/dm³.

Dans l'échantillon du sol les analyses décèlent la présence de (06) genres de nématodes ; *Meloidogyne*, *Aphelenchus*, *Tylenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus* et *Tylenchorhynchus* avec une densité de 275 N/dm³.

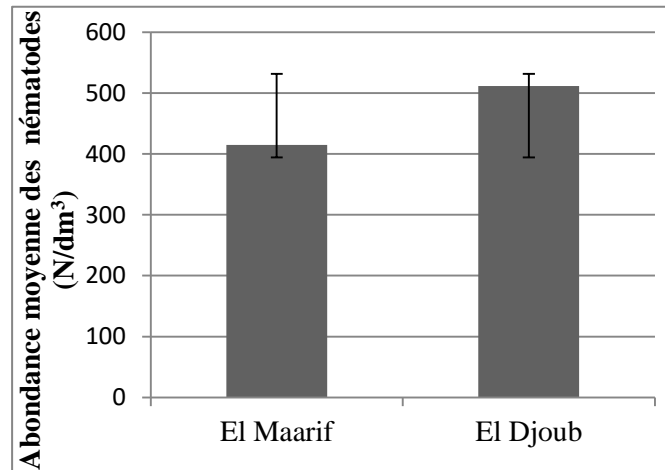


Ces résultats rejoignent d'un point de vue espèces rencontrées ceux de Cadet (1999) au Sénégal et en Gambie (les régions soudano-sahéliennes) et ceux de Netscher et Luc (1974) réalisées en Mauritanie.

Bien que les nématodes soient des parasites, leur cycle biologique ne se déroule pas entièrement dans l'hôte, mais alternativement dans la plante et dans le sol. Il faut aussi que l'environnement édaphique permette le déroulement de la phase tellurique du cycle biologique des nématodes. Les corrélations entre les propriétés physico-chimiques du sol et les nématodes indiquent que, ces derniers jouent un rôle important dans l'abondance, la distribution et la structure des communautés de nématode (Kandji et al. 2001),

4.2. Densités moyennes des nématodes phytophages dans les stations d'étude:

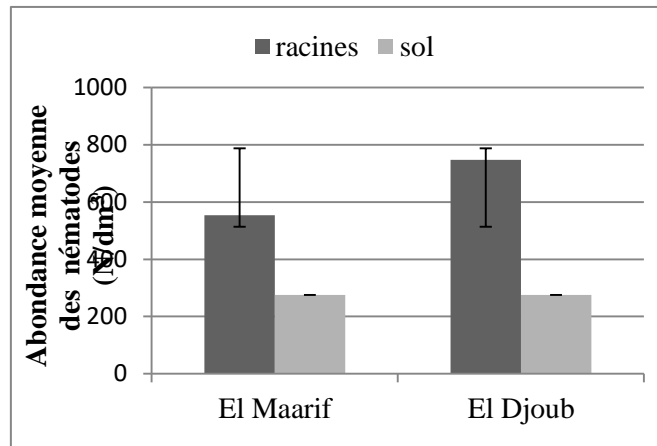
Les résultats obtenus sur la variation des densités des nématodes phytoparasites dans la région d'étude montrent que ces derniers sont plus abondants dans la station d'El Djoub (511 N/dm³) par rapport à la station d'El Maarif (414 N/dm³)



La nature de ces sols est donc très perméable pour la pullulation de la majorité des nématodes car sont des sols légers qui permette le développement de ces parasites. Ces résultats rejoignent les travaux de cadet (1998) qui a démontré que la présence de la plante ne détermine pas obligatoirement celle des espèces de nématodes qui sont capable de la parasiter. Pour une même plante les espèces de nématodes qui sont présente dans les sols sableux sont souvent différentes de celles des sols argileux (Estioko et Reyes, 1984). Les structures grossières et les sols bien structurés sont des facteurs appropriés pour une croissance démographique plus rapide (Jones et al., 1969, Avendaño et al., 2004). De même Reddy (1983) signale que les sols sableux sont les plus favorables au développement des nématodes phytophages.

4.3. Densités moyennes des nématodes phytophages dans le sol et les racines des cultures sous serre:

Dans les échantillons prélevés des cultures sous abri serre, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub (747 N/dm³) par rapport au station d'El Maarif (554 N/dm³). Toutefois, la densité des nématodes du sol dans les deux stations (El Maarif et El Djoub) est similaires (275 N/dm³).

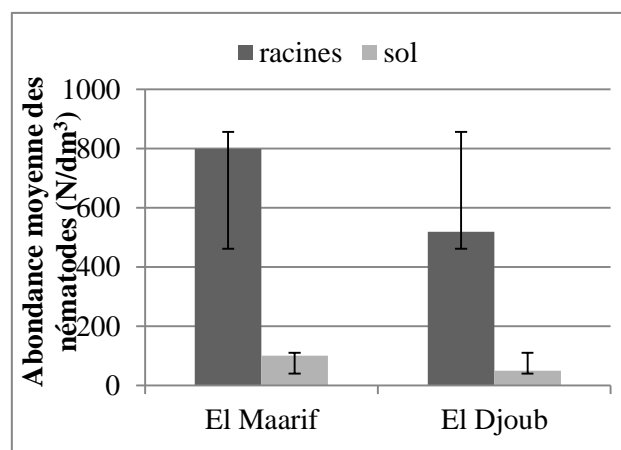


Dans les sols agricoles, l'influence de l'environnement du sol sur la dynamique des nématodes est considérée comme le deuxième facteur le plus important après la plante hôte (Norton, 1989; Cadet *et al.*, 1999).

4.4. Densités des nématodes phytoparasites des cultures sous serre en fonction des stations d'étude :

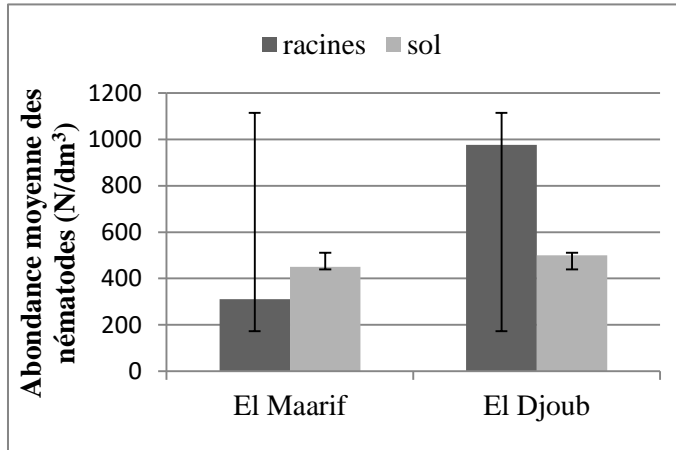
4.4.1. Culture de Poivron sous serre :

Dans les échantillons prélevés dans la serre de Poivron, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Maarif (798 N/dm³) par rapport à la station d'El Djoub (519 N/dm³). Toutefois, les nématodes du sol sont moins représentés dans la station d'El Maarif (100 N/dm³) et d'El Djoub (50 N/dm³).



4.4.2. Culture de Courgette sous serre :

Dans les échantillons prélevés dans la serre de courgette, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub (976 N/dm³) suivi les nématodes du sol dans la station d'El Djoub (500 N/dm³) et d'El Maarif(450 N/dm³). Toutefois, les nématodes des racines dans la station d'El Maarif sont les moins représentés (310 N/dm³)



Conclusion générale :

Les nématodes phytophages représentent un fléau national et mondial du fait de leur pullulation qui s'accroît par l'installation des plasticultures favorisant les conditions climatiques (l'humidité, la température) ainsi que les conditions édaphiques. Nous avons observé ces parasites sur deux plantes hôtes végétales « poivron et courgette » où la grande majorité des espèces recensées se développent sur le système racinaire.

Les résultats de cette étude, ont révélé diverses espèces de nématodes associées aux cultures maraîchères des deux zones (El Maarif et El Djoub) dans la wilaya de M'Sila. Nous avons dénombré huit (08) genres de nématodes phytophages représentés par : *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*, *Ahelenchus*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Aphelenchoides*, *Hoplolaimus*, *Tylenchus*. La densité de ces nématodes est plus élevée dans les racines que dans le sol.

Les résultats obtenus sur la variation des densités des nématodes phytoparasites dans la région d'étude montrent que ces derniers sont plus abondants dans la station d'El Djoub. En type d'échantillon (sol ou racines), les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub. Toutefois, la densité des nématodes du sol dans ces deux stations est similaire.

Concernant la culture de Poivron, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Maarif. Toutefois, les nématodes du sol sont moins représentés dans la station d'El Maarif et d'El Djoub. Alors que, Pour les échantillons prélevés dans la serre de courgette, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub suivi par les nématodes du sol dans la station d'El Djoub. Cependant, les nématodes des racines dans la station d'El Maarif sont les moins représentés.

Notre étude, nous a permis d'expliquer la variabilité de la densité des nématodes phytoparasites dans les racines et dans le sol des cultures sous abri serre (courgette et poivron) dans deux zones productrices des légumes sous serre dans la région de M'Sila. En perspective, il serait intéressant d'étendre notre recherche sur d'autres cultures sous abri serre d'une part; d'autre part d'étudier la pathogénicité des nématodes phytoparasites sur ces cultures.

LISTE DES REFERENCES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

1. **ALFRORD D. V., 2000-** Ravageurs des végétaux d'ornement Arbres, Arbustes, Fleures, ed. INRA.Parais .p585.
2. **ANONYME .,1982-** Growing sugarcane on the recent sands. South Afr Sugar J ; 66 : 369-70.
3. **BARBAULT R., 1997** –*Ecologie générale*. Ed. Masson, Paris, 286 p.
4. **BARBAULT R., 2003** - *Ecologie générale, structure et fonctionnement de la biosphère*. Ed. Dunod, Paris, 326 p.
5. **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.
- 6.**BELKHIRI A.,(2016)** -Etude bio-écologique du complexe parasitaire des pucerons du poivron sous serre dans la région de Mostaganem.Mémoire,Master en agronomie,Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem, 4 p.
7. **BOUHROUA R.T., 1991** - Contribution à l'étude bio écologique des insectes et des acariens nuisibles en cultures protégées dans la région de Tlemcen et mise au point d'une stratégie de lutte. Mémoire de Magister, option : Phytotechnie. Institut National d'Agronomie El-Harrech, Algérie, 418 pages.
8. **BHATTI A., 1992** - parasites de nématode de Corps, ed. CBS, Nagar, Shahdara, p.253.
9. **BRZESKI M.W., 1998** - *Nematodesof Tylenchida in Poland and temperate Europe*. Ed. Museum I Instytut Zoologii Polska Akademia Nauk Warszawa, Poland, 389 p.
10. **CADET P., 1998-** Gestion écologique des peuplements de nématodes phytoparasites tropicaux : importance des facteurs édaphiques et ruissellement. Gestion écologique des nématodes phytoparasites", Cahiers Agricultures.
11. **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.
- 12.**CADET P., et FLORET CH. ,1999-** Diversité des nématodes parasites et durabilité du système de culture de jachère au Sénégal ", communication présentée dans le cadre du séminaire international " La jachère en Afrique tropicale", Dakar.

- 13. CADET P., BOIS J.F, PATE E., N'DEYE N'DIAYE-FAYE ET FLORET CH. ,1999-** Diversité des nématodes parasites et durabilité du système de culture de jachère au Sénégal ", communication présentée dans le cadre du séminaire international " La jachère en Afrique tropicale, Dakar
- 14. CHEMERY L.,2006** –*Petit atlas des climats*. Ed. Larousse, Paris, 128 p.
- 15. CAYROL J. C ; CAPORALINO C. D. ; MATTEI E.P., 1992-** La lutte biologique contre les nématodes phytophages .Laboratoire de biologie des invertébrés INRA, BP2078, 06606 Antibes, 15 p.
- 16. CAYROL J.C. & DJIAN C., 1990** -Etude de la toxicité de *Fusarium roseum* var. *arthrosporioides* pour le Nématode *Meloidogyne arenaria*. *C.R. Acad. Agri.* ed. RITTER.
- 17.COYNE, D.L., NICOL, J.M. ET CLAUDIUS-COLE,B. 2010** -*Les nématodes des plantes: Un guide pratique des techniques de terrain et de laboratoire*. Secrétariat SP-IPM, Institut International d’Agriculture Tropicale (IITA), Cotonou, Benin.
- 18. CRALLEY E.M., 1949-** Bout blanc of riz, phytopathology journal,39p
- 19.DECKER H, 1981** -Nématodes phytophage et leur Control. ed. Loglos. Moscou.124p .
- 20. DAJOZ R., 1971** - Précis d’écologie. Ed. Dunod, Paris, 434 p.
- 21. DAJOZ R., 1982** -*Précis d’écologie*. Ed. Gauthier-Villars, Paris, 503p.
- 22. DAJOZ R., 1996** -*Précis d’écologie*. Ed. Dunod, Paris, 551 p.
- 23. DREUX. P., 1980** - Précis d’écologie. Ed. Presses Univ. France (P.U.F.), Paris, 220 p.
- 24. DJIAN C., PIJAROWSKI L., PONCHET M., ARPIN N., & FAVRE-BONVIN J., 1990-** Acetic acid, a selective nematocidal metabolite from culture filtrates of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson and *Trichoderma longibrachiatum* Rifai. *Nematologica*, USA. p.37.
- 25. ESTIOKO R.V. AND REYES I.T., 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.*, n° 31, pp: 235-52.
- 26. ÉQUITERRE, 2009** - Tous droits réservés. Module 4, Production de transplants et de légumes en serres –chapitre 7, <<cultures en serre >>, manuscrit du Guide de gestion globale de la ferme maraîchère biologique et diversifiée, rédigé par Anne weill et Jean Duval.
- 27. DE GUIRAN G., 1983** - Les nématodes parasites des cultures en pays tempérés. Ed. *Lalittorale S.A.*, Béziers, France, 41 p.
- 28. FAURIE C., FERRA C. et MEDORI P., 1984** - *Ecologie*. Ed. J.B. Baillière, Paris, 162 p.

- 29. FRECKMAN D.W. and CASWELL K. P., 1985** - The ecology of nematodes in agroecosystems. *Ann. Rev. Phytopath.* 23, pp: 275-296.
- 30. JACCOB J.J. et MIDDEPIAATS W.C.T., 1988** - Fascicule de détermination des principaux nématodes phytoparasite au steéréoscope. *Cours de nématologie, TSPV2. Dep. Prot. Vég., AGRHYMET/CILSS (Niamey), Niger, 102 p.*
- 31. KANDJI S. T., OGOL CALLISTUS K.P.O. et ALBRECHT A.,2001** - With some soil physico-chemical characteristics in improved fallows in western Kenya. *AppliedSoilEcology* 18, pp.143–157.
- 32. LEBBAL C., 2008** -Etude de la convection sous serres fermées et ouvertes en présence de la plante thèse de MAGISTERE En Physique, Option : Physique Energétique, Université El-Hadj Lakhdar – Batna.
- 33. LOUKAL N., 2018** -Comparaison du champ thermique dans deux types de serre de culture.Mémoire de Master Académique en Génie mécanique, option : Energétique, Université Mouloud Mammeri, Tizi-ouzou, 107 P
- 34. LUC M. 2005-** Nématodes parasites de plantes dans l'agriculture subtropicale et tropicale. ed 2, CABI, Wllingford, U-R.
- 35. Mateille T., SD.** Les nématodes phytophages et la gestion mésobiologique, protection intégrée des cultures en régions chaudes, CNEARC, pp: 62-71.
- 36. MERNY ET LUC, 1969** - Les techniques d'échantillonnage des peuplements de nématodes dans le sol. In: problèmesd'écologie, Paris, France, pp: 237-272.
- 37. NORTON D.C., 1979** - Relationship of physical and chemical factors to populations of plant-parasitic nematodes. *Annual Review of Phytopatology* 17, pp: 279-299.
- 38. PROT J.C., 1979** - Influence of concentration gradients of salts on the behaviour of four plant parasitic nematodes. *Rev. Nématol.*, n° 2, pp: 11-6.
- 39. PROT J-C., 1984-** introduction à la nématologie.Office des Recherches Scientifiques et Techniques Outre-mer (O.R.S.T.O.M.),Dakar, Sénégal 66 p.
- 40. RAMADE F., 1984** - Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.
- 41. RAMADE F., 2003** - Eléments d'écologie, écologie fondamentale. Ed. Dunod, Paris, 690 p.
- 42. REDDY P., 1983-** Plant Nematology. Agri. Publi. Academy. New Delhi, 287p.
- 43.RITTER 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.

- 44. SARAH J.L., 1995** - Les nématodes phytoparasites, une composante de la fertilité du milieu. Ed. Pichot J., Sibelet N. et Lacoëuilhe J.J., *Fertilité du milieu et stratégies paysannes : colloque CIRAD, Montpellier, France*, pp: 180-188.
- 45. SCOTTO LA MASSESE JC., 1986**- Influence des caractéristiques bioécologiques des milieux sur la distribution des nématodes telluriques .Bull. Rech. Agro.Gembloux, n°21, pp: 255-272.
- 46. SEINHORST J.W., 1956** - population studies on stem eelworms (*Ditylenchus dipsaci*). *Nematological*, Dakar, Sénégal, pp: 159-164.
- 47. SYNDER D., 2002**- Nématodes en spirale Genre *Helicotylenchus* Journal Phytopathology, U.S.A., 6 p
- 48. TAMURA I. & KEGASAWA K., 1958**- Études sur l'écologie du nématode de riz, *Aphelenchoides besseyi* Sur la capacité parasite des nématodes de riz et Journal japonais de l'écologie. p 42.
- 49. TAYLOR A.L. ,1969**- Parasite de nématode de riz, ed. PEACHEY J.E. nématodes Bureau de Commonwealth de l'helminthologie .des récoltes tropicales, Angleterre, pp. 264-268.
- 50. TEMPLETON, G.E., JOHNSTON T.H. & J.T. DANIEL. 1971**- Le benomyl commande la maladie blanche de bout de riz. Journal Phytopathologie, n°61pp.1522 - 1523.
- 51. TENENTE R.C.V. WETZEL M.M., MANSO E.S., & MARQUES A.S., 1994**- Survie de *Aphelenchoidesbesseyi* grains infestées de riz stockées dans des conditions commandées, journal Nématologie n° 18, Brésil. pp.85-92.
- 52. THOMAS SH., SCHROEDER J. & MURRAY LW., 2004**- Les tubercules de *Cyperus* protègent *Meloidogyne incognito* contre le dichloropropene 1.3., Journal Nématologie n° 36, pp.131 - 136.
- 53. WALLACE H.R., 1963** - The movement of Nematodes in relation to some physical properties of soil. In *og'ess in Soil Zoology*>, Butt.§ci. Publ. (Lond.), 328-333.
- 54. 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.
- 55. 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

<http://www.amazon.fr/production-sous-serre-gestion-climat/dp/2743012048>

Agronomie-info.cdn.ampproject.org

المخلص:

دراسة الديدان الخيطية الطفيلية النباتية للتربة والجذور المحاصيل الدفيئة بمنطقة المسيلة

قبل الشروع في برنامج لمكافحة الديدان الخيطية الطفيلية النباتية المتطفلة على النبات، من المهم تحديد أجناسها المختلفة وكتافتها وبنية مجتمعاتها وتنوع سكانها. عملنا عبارة عن دراسة أولية للديدان الخيطية النباتية المصاحبة لمحاصيل الخضار تحت غطاء الصوبة، في ولاية المسيلة، في منطقتين مختلفتين (المعاريف والجب).

كشفت نتائج هذه الدراسة عن أنواع مختلفة من الديدان الخيطية الطفيلية النباتية في التربة وجذور المحاصيل النباتية ممثلة بـ:

، *Helicotylenchus* ، *Ahelenchus* ، *Ditylenchus* ، *Pratylenchus* ، *Meloidogyne* .. *Tylenchus* ، *Hoplolaimus* ، *Aphelenchoides* ، *Tylenchorhynchus*

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها من الاختلاف في كثافة الديدان الخيطية الطفيلية النباتية في منطقة الدراسة أنها أكثر

وفرة في محطة الجب. بالنسبة لنوع العينة (التربة أو الجذور)، تكشف التحليلات عن وفرة نيماتودا الجذر في محطة الجب

فيما يتعلق بزراعة الفلفل، كشفت التحليلات عن وفرة نيماتودا الجذور في محطة المعاريف. بينما، بالنسبة للعينات

المأخوذة من دفيئة الكوسة، تكشف التحليلات عن وفرة نيماتودا الجذر في محطة الجب.

الكلمات المفتاحية: زراعة الدفيئة، الكوسة، المسيلة، الديدان الخيطية الطفيلية النباتية، الفلفل

RESUME :

Etude des nématodes phytoparasites du sol et des racines des cultures sous serre dans la région de M'sila

Avant de procéder à un programme de lutte contre les nématodes phytoparasites, il est important d'identifier leurs différents genres, leurs densités, la structure de leurs communautés et la diversité de leurs peuplements. Notre travail est un Etude préliminaire des nématodes phytoparasites associés aux cultures maraichères sous abri serre, de la wilaya de M'Sila, dans deux zones différentes (El Maarif et El Djoub).

Les résultats de cette étude, ont révélé diverses espèces de nématodes phytoparasites du sol et des racines des cultures maraichères représentées par : *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*, *Ahelenchus*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Aphelenchoides*, *Hoplolaimus*, *Tylenchus*..

Les résultats obtenus sur la variation des densités des nématodes phytoparasites dans la région d'étude montrent que ces derniers sont plus abondants dans la station d'El Djoub. En type d'échantillon (sol ou racines), les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub.

Concernant la culture de Poivron, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Maarif. Alors que, Pour les échantillons prélevés dans la serre de courgette, les analyses décèlent l'abondance des nématodes des racines dans la station d'El Djoub.

Mots clés : Culture sous serre, Courgette, M'Sila, Nématodes phytoparasites, Poivron,

ABSTRACT:

Study of phytoparasitic nematodes of soil and roots of greenhouse crops in the M'sila region

Before starting a program to control phytoparasitic nematodes, it is important to identify their different genera, their densities, the structure of their communities and the diversity of their populations. Our work is a preliminary study of phytoparasitic nematodes associated with vegetable crops under greenhouse shelter, in the wilaya of M'sila, in two different areas (EL Maarif and EL Djoub).

The results of this study revealed various species of phytoparasitic nematodes of the soil and the roots of vegetable crops represented by: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*, *Ahelenchus*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Aphelenchoides*, *Hoplolaimus*, *Tylenchus*.

The results obtained on the variation in the densities of phytoparasitic nematodes in the study region show that they are more abundant in the El Djoub station. For the type of sample (soil or roots), the analyzes detect the abundance of root nematodes in the El Djoub station.

Regarding pepper cultivation, analyzes reveal the abundance of root nematodes in the El Maarif station. While, For the samples taken in the zucchini greenhouse, analyzes detect the abundance of root nematodes in the El Djoub station.

Key words : Greenhouse cultivation, Zucchini, M'sila, Phytoparasitic nematodes, Pepper,