



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE



MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE BLIDA 1

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT DES BIOTECHNOLOGIES

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

En Sciences de la Nature et de la Vie

Option : Agro-Environnement et Bio-indicateurs

Thème

**Prospection phytosanitaire sur les nématodes à galles
(*Meloidogyne* spp)**

Réalisé par : M^{elle} ZIBANI HOURIA et M^{elle} BAHRIA YASMINE

Devant le jury composé de :

Président : M^{me} NEBIH D. M.C.A. U.S.D.B.1

Promotrice : M^{me} SABRI K. M.A.A. U.S.D.B.1

Examinatrice : M^{me} OUANIGHI H. M.A.A. U.S.D.B.1

Année universitaire 2020/2021

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents, que Dieu les garde pour moi, qui m'ont éclairé le chemin de la vie par leurs grands soutiens et leurs encouragements et les énormes sacrifices qu'ils m'ont consentis durant mes études et qui ont toujours aimé me voire réussir.

A ma chère grand-mère qui m'a soutenu sur le chemin de la vie.

A mes sœurs, Ikram, Nesrine et Yasmine.

A mes frères Abde-Allah, Mohamed et.

A mon mari Zidane et sa mère Yamina, à toutes les personnes que j'aime.

A tous mes amis en particulier Chiraz, Hadjer, feriel et hind.

Houria

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

À mes chers parents

Je tiens à remercier mes chers parents, que Dieu les garde pour moi, pour leur grand soutien et leurs encouragements à mon égard, je tiens à les remercier du fond du cœur d'être à mes côtés dans mes moments de tristesse et de douleur, dans mon bonheur et ma joie, je les remercie pour leur sacrifice et leur appréciation pour moi.

À ma famille

Je tiens à remercier tout particulièrement ma chère grand-mère pour son soutien dans mon cheminement scolaire et son appréciation à mon égard. Je tiens à remercier mes frères Kamal et Mustapha, je remercie également mon chère oncle Mohamed amine et mes chères tantes.

À tous mes amis

En particulier Meriem, Kenza, Faïza, Hanaa, Fatima zahra, Rym, Meroua, Nadia, Aïcha, Chiraz, Feriel et Hind.

Yasmine

Remerciements

Nous tenons à remercier avant tout Dieu le tout puissant pour nous avoir accordé la force et la patience pour accomplir ce modeste travail.

Nos profonds remerciements s'adressent tout d'abord :

*À Mme **SABRI K.** pour avoir accepté de nous encadrer et de diriger ce travail.*

*À Mme **NEBIH.D** pour l'honneur qu'elle nous fait de présider le jury de ce mémoire.*

*À Mme **OUANIGHI H.**, qui a bien voulu examiner notre travail.*

*Nos profondes gratitudes vont également à Mme **Amína**, ingénieure du laboratoire de Zoologie, à Mme **Djamíla** ingénieure du laboratoire de phytopathologie, à Mme **Hassína** technicienne du laboratoire de phytopharmacie et **Mr Saïd** ingénieur du laboratoire de pédologie et **Mr Walid** technicien du laboratoire virologie, pour leurs disponibilités et pour le temps consacré.*

Nous exprimons également nos remerciements à tous les enseignants du département de l'Agronomie, et toute personne ayant participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

A tous mes camarades de la promotion.

Résumé

Prospection phytosanitaire sur les nématodes à galles (*Meloidogyne* spp)

Les dégâts dus aux *Meloidogyne* affectent grandement les cultures maraichères et surtout sous serre, d'autant plus que certains produits phytosanitaires ne sont parfois pas efficaces pour les combattre, au contraire, ils ont des effets négatifs sur le sol et surtout la pédofaune. Nous avons choisi la région de Tipaza (Fouka et Nador) qui est une région à vocation agricole, notre travail de recherche est une enquête phytosanitaire qui vise à collecter des données sur les produits chimiques utilisés par les agriculteurs, sur l'état d'infestation des cultures, le dénombrement des femelles et les masses d'œufs, analyses physicochimiques du sol et aussi voir une alternative à ces produits chimiques comme les champignons nématophages comme perspectives.

Les résultats montrent que les produits chimiques n'ont pas vraiment d'efficacité, puisque l'indice de galles est de 2.81 dans la région de Fouka (culture de courgette), mais pour la région de Nador on ne peut pas se prononcer comme elle est nouvellement installée (indice de galles 0), comme les deux régions présente un sol argileux et argileux –limoneux respectivement riche en matière organique avec un pH basique qui sont favorables pour les nématodes à galles. Nous avons remarqué que les différentes régions prospectées et les différentes profondeurs présentent une diversité des champignons nématophages prédateurs et parasites du genre : *Arthrobotrys*, *Dactylaria* *Rhopalomyces* et *Stylopage*.

Mots clés : *Meloidogyne*, champignons nématophages, prospection phytosanitaire.

ملخص

التنقيب عن الصحة النباتية حول الديدان العقدية الجذرية

الأضرار التي تسببها *Meloidogyne spp*

تؤثر بشكل كبير على محاصيل البستنة في السوق وخاصة في البيوت المحمية ، خاصة وأن بعض منتجات الصحة النباتية في بعض الأحيان لا تكون فعالة في مكافحتها ، على العكس من ذلك ، لها آثار سلبية على التربة وخاصة على حيوانات التربة. اخترنا منطقة تيبازة (فوكا والناظور) وهي منطقة زراعية ، وعملنا البحثي عبارة عن مسح للصحة النباتية يهدف إلى جمع البيانات عن المواد الكيميائية التي يستخدمها المزارعون ، وحالة انتشار المزارع ، وتعداد الإناث وكتلة البيض ، التحليلات الفيزيائية والكيميائية للتربة وترى أيضاً بديلاً لمواد كيميائية مثل الفطريات Nematophagous

كأفاق

تظهر النتائج أن المواد الكيميائية ليست فعالة حقاً ، حيث أن مؤشر المראה يبلغ 2.81 في منطقة فوكا (زراعة الكوسة) ، ولكن بالنسبة لمنطقة الناظور لا يمكننا قول ذلك. تم تثبيته حديثاً (مؤشر المראה 0) ، مثل الاثنين تقدم المناطق تربة طينية وطينية غنية بالمواد العضوية على التوالي مع درجة حموضة أساسية مناسبة لنيماتودا عقدة الجذر. لاحظنا أن المناطق المختلفة المستقبلية والأعماق المختلفة تقدم مجموعة متنوعة من الفطريات النيماتوفونية المفترسة والطفيلية من الجنس

Arthrobotrys و *Dactylaria Rhopalomyces* و *Stylopage*

الكلمات المفتاحية:

Meloidogyne, الفطريات مفترسة و طفيلية, التنقيب عن الصحة النباتية,

SUMMARY

Phytosanitary survey on root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp)

The damage caused by *Meloidogyne* greatly affects market gardening crops and especially in greenhouses, especially since certain phytosanitary products are sometimes not effective in combating them, on the contrary, they have negative effects on the soil and especially on the soil fauna. We chose the Tipaza region (Fouka and Nador) which is an agricultural region, our research work is a phytosanitary survey which aims to collect data on the chemicals used by farmers, on the state of infestation of cultures, enumeration of females and egg masses, physicochemical analyzes of the soil and also see an alternative to such chemicals as nematophagous fungi as prospects.

The results show that the chemicals are not really effective, since the gall index is 2.81 in the Fouka region (zucchini cultivation), but for the Nador region we cannot say as it does. is newly installed (gall index 0), as the two regions present a clayey and clayey - loamy soil respectively rich in organic matter with a basic pH which are favorable for root-knot nematodes. We noticed that the different regions prospected and the different depths present a diversity of predatory and parasitic nematophagous fungi of the genus: *Arthrobotrys*, *Dactylaria* *Rhopalomyces* and *Stylopage*.

Key words: *Meloidogyne*, nematophagous fungi, phytosanitary prospecting.

Dédicace	
Remerciements	
Résumé	
Summary	
الملخص	
List d'abréviation	
Liste des figures	
Liste des Tableaux	
TABLES DES MATIERES	

Introduction	1
---------------------------	----------

Partie I : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralité sur <i>Meloidogyne</i> spp	2
I. 1. Généralités	2
I.2.position systématique	2
I.3. Morphologie	3
I .3.1. Juvénile 2éme stade	3
I .3.2. Le male	4
I.3.3. La femelle	5
I.4. Cycle de développement	5
I.5.Ecologie des <i>Meloidogyne</i> spp	7
I.5.1. Les facteurs qui influent sur le développement des <i>Meloidogyne</i> spp.....	7
I.5.1.1. Les facteurs abiotiques	7
a. L'eau	7
b. La température	7
c. L'humidité.....	7
d. La nature du sol	7
e. pH.....	7
I.5.1.2. Les facteurs biotiques	8
a. Matière organique.....	8
b. Exsudats racinaire	8
c. Organisme de sol	8
I.6. Les symptômes et les dégâts sur les cultures	8
I.7. Seuil de nuisibilité	8

I.8. Les moyens de protection	10
a. Protection chimique.....	10
b. Protection physique.....	10
c. Protection biologique.....	10
Chapitre II : La plante hôte Cucurbitacées.....	12
II .1. Généralités sur les cucurbitacées	12
II .2. La courgette.....	12
II .2.1. Histoire et l'origine.....	12
II. 2.2. Systématique	12
II.2.3. Description botanique	13
II.2.4. Morphologie et développement de la plante.....	13
II.2.5. Les exigences édaphique et climatique de courgette.....	14
a. Sol.....	14
b. Température.....	14
c. pH	14
d. Besoins nutritionnelle.....	14
II.2.6. Pratique culturale	15
a. Préparation de sol.....	15
b. Semis.....	15
c. Récolte.....	15
II.2.7. Principales maladies de la courgette	15
II.2.7.1. Maladies cryptogamiques	15
II.2.7.2. Maladies bactériennes.....	16
II.2.7.3. Maladies virales	17
II.2.7.4. Ravageurs	18
II.2.8. Production de la courgette en Algérie	19
II .3. Le concombre.....	19
II .3.1. Historique	19
II .3.2. Systématique	20

II .3.3. Caractères morphologiques	20
a. Racine.....	20
b. Tige.....	20
c. Feuille.....	20
d. Fleur.....	20
e. Fruit.....	21
II .3.4. Principes maladies du concombre	22
II .3.4.1. Maladies bactériennes	22
II .3.4.2. Maladies fongiques	23
Chapitre III : Les champignons Nématophages.....	25
III.1. Généralités sur les champignons nématophage	25

Partie II : Travail Expérimental

Chapitre I : Matériel et méthodes.....	27
I. But de travail	27
I.2. Présentation de la zone d'étude.....	27
I.2.1. La wilaya Tipaza	27
I.3. Méthodologie adoptée.....	28
I.3. Matériels utilisés pour l'étude de l'infestation des serres par les nématodes à galles du genre <i>Meloidogyne</i> et prélèvement du sol.....	28
a. sur terrain.....	28
b. sur laboratoire.....	28
I.4. Méthodes de travail	29
I.4.1. Questionnaire	29
I.4.2. Prélèvement du sol et estimation de l'indice de galles	29
I.4.3. Estimation de l'indice de galles	30
I.4.4. Extraction des masses d'œufs	30
I.4.5. Dénombrement des œufs de <i>Meloidogyne</i> spp.....	30
I.4.6. La méthode de dénombrement	30
I.4.7. Préparation de milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar).....	32
I.4.8. Isolement de différentes espèces de champignons à partir du sol.....	32

I.4.9. Conditions d'incubation	32
I.4.10. Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites	32
I.4.11. L'étude analytique du sol	35
a. Humidité de sol.....	35
b. Analyse de pH d'eau.....	35
c. Conductivité électrique	35
d. Matière organique.....	36
e. Le calcaire total.....	36
f. Analyse granulométrique.....	36
Chapitre II : Résultats et discussion	37
II. 1. L'importance du questionnaire	37
II.2. Etat d'infestation des cultures de courgette par les nématodes à galles dans les zones d'études.....	37
II.2.1. Moyenne de l'indice de galles pour les deux régions (Fouka et Nador).....	37
II.3. Variation de l'infestation par <i>Meloidogyne</i> spp dans la région de Fouka	39
II.3.1. Dénombrement des femelles et des masses d'œuf par rapport l'indice de galles de <i>Meloidogyne</i> spp	39
II.3.2. Dénombrement des œufs de <i>Meloidogyne</i> dans la culture de courgette dans un gramme d'échantillonnage	40
II.4. Les analyses pédologiques	41
a. l'humidité.....	41
b. conductivité.....	42
c. pH.....	42
d. matière organique.....	44
e. calcaire.....	44
f. texture	44
II.5. Les champignons nématophages prédateurs et parasites déterminés dans les deux régions d'études (Fouka et Nador)	46
II.5.1. Description des différents genres de champignons Nématophages	46
II.5.2. Etude de la fréquence des champignons nématophages	48

II.6. Discussions	50
Conclusion	53
Référence Bibliographie	54
Annexe	

.

Liste des abréviations :

% : pourcentage

°C : Le degré Celsius

Cm : centimètre

EAC : exploitation agricole collectives

Fig. : figure

g : gramme

g/m² : gramme par mètre carré

H⁺ : le cation hydrogène

Ha : hectare

IG : indice de galles

IGM : indice de galles moyen

J2 : juvénile du 2^{ème} stade

Kg : kilogramme

Km : kilomètre

L : litre

Mm : millimètre

Min : minute

N.P.K.: l'azote au symbole N, le phosphore au symbole P et le potassium au symbole K

PDA : Potato Dextrose Agar

pH : le potentiel d'hydrogène

t : tonne

μ : Micro est le préfixe du Système international d'unités (SI) qui représente un millionième d'unité soit 10⁻⁶ fois l'unité

μs : Microseconde

Liste des figures :

Figure n°01	Juvénile du 2 ^{ème} stade de <i>Meloidogyne</i> spp	3
Figure n°02 :	Nématode à galles mâle	4
Figure n°03 :	Morphologie d'une femelle de <i>Meloidogyne</i> spp	5
Figure n°04 :	Cycle biologie des nématodes à galles (<i>Meloidogyne</i> spp)	6
Figure n°05 :	Notation des indices de galles	9
Figure n°06	Exemples de dégâts engendrés par les nématodes à galles	9
Figure n°07 :	La plante du courgette	14
Figure n°08 :	La plante du concombre	21
Figure n°09 :	Divers organes élaborés par des champignons pour capturer les nématodes	26
Figure n°10 :	La carte géographique de la wilaya de Tipaza	27
Figure n°11 :	Représentations des lieux d'étude	28
Figure n°12 :	Extraction et comptage des masses d'œufs de <i>Meloidogyne</i> spp	31
Figure n°13 :	Serre de prospection et prélèvement	33
Figure n° 14	Matériels utilisés pour l'étude l'infestation de <i>Meloidogyne</i> spp	33
Figure n°15 :	Les différentes étapes de préparation de milieu de culture PDA et les étapes d'isolement des champignons nématophages	34
Figure n°16 :	Estimation de l'indice de galles	38
Figure n°17 :	Le moyenne de nombre des femelles et le nombre des masses par rapport l'indice de galles	39
Figure n°18 :	La moyenne de nombre d'œufs/gramme de racine et/ masse d'œufs par rapport l'indice de galles	40
Figure n°19	Extraction et dénombrement des femelles et des masses d'œufs	41
Figure n°20	Humidité du sol dans les deux régions d'étude Fouka et Nador	41

Figure n°21	Les valeurs de la conductivité électrique dans les stations d'étude Fouka et Nador	43
Figure n°22	Les valeurs de pH dans les stations d'étude Fouka et Nador	43
Figure n°23	La matière organique dans les deux stations d'étude Fouka et Nador dans 10 cm et 20 cm de profondeur	45
Figure n°24	Les valeurs du calcaire dans les stations d'étude Fouka et Nador dans 10 cm et 20 cm de profondeur	45
Figure n°25	Différents genres de champignons nématophages prédateurs et parasite dans les deux régions d'étude	47
Figure n°26	Fréquence de champignons nématophages dans les régions de Fouka et Nador dans 10 cm de profondeur	49
Figure n°27	Fréquence de champignons nématophages dans les régions de Fouka et Nador dans 20 cm de profondeur	49
Figure n°28	Les produits phytosanitaires utilisées dans les serres du courgette	Annexe
Figure n°29	Les produits phytosanitaires utilisées dans les serres du concombre	Annexe
Figure n°30	Les symptômes et les dégâts de <i>Meloidogyne</i> spp	Annexe
Figure n°31	Les matériels utilisés pour évaluation de l'humidité	Annexe
Figure n°32	Les matériels utilisés pour l'analyse de la matière organique	Annexe
Figure n°33	Mesure de pH et la conductivité	Annexe
Figure n°34	Calcimètre de bernard	Annexe
Figure n°35	Triangle de la granulométrie	Annexe

Liste des tableaux

Tableaux n°1	Position systématique du courgette	13
Tableaux n°2	Les maladies cryptogamiques	15
Tableaux n°3	Les maladies bactériennes	16
Tableaux n°4	Les maladies virales	17
Tableaux n°5	Les ravageurs	18
Tableaux n°6	Position systématique du concombre	20
Tableaux n°7	Les maladies bactériennes	22
Tableaux n°8	Les maladies fongiques	23
Tableaux n°9	Questionnaire	Annexe
Tableau n°10	Les produits utilisés dans les deux régions (Fouka, Nador)	Annexe
Tableaux n°11	Présentation d'indice de galle et la moyenne IG dans les régions de Fouka et Nador	Annexe
Tableaux n°12	Le nombre des femelles et le nombre des masses d'œufs de 1g par plante par répétition	Annexe
Tableaux n°13	Le nombre des œufs par 1g de racine et par une masse d'œuf	Annexe
Tableaux n°14	Identification des champignons nématophage dans les régions d'études	Annexe
Tableaux n°15	Les fréquences des champignons nématophages	Annexe
Tableaux n°16	Classification des champignons nématophage prédateur et parasite des nématodes répertoriés	Annexe
Tableaux n°17	Les analyses pédologiques	Annexe
Tableaux n°18	L'analyse granulométrique	Annexe

INTRODUCTION

Introduction

Les cultures maraichères apparaissent comme l'un des secteurs le plus prometteurs de l'agriculture algérienne, elles occupent la seconde place après les céréales dans la consommation quotidienne des algériens (EI-KEBIRI, 1993). Mais, la croissance démographique et le changement climatique fait que cette production agricole s'avère insuffisante, elle oblige le pays d'augmenter les surfaces agricoles. L'abri serre offre généralement de meilleures conditions de développement aux plantes, et leurs assurant à la fois une croissance à l'abri des aléas climatiques et une levée en dehors des campagnes saisonnières.

Les cultures maraichères en plein champ ou sous abri sont la cible d'un cortège de parasites du sol, parmi lesquels les nématodes du genre *Meloidogyne* spp, qui induisent des symptômes caractéristiques (les galles) sur les racines attaquées. (DJIAN-CAPORALINO, 2010). Du fait de leur gamme d'hôtes très étendue, ces bio agresseurs ont une incidence économique non négligeable, tout particulièrement dans les zones méditerranéennes de production où les conditions optimales de leur développement sont réunies : températures élevées et rotations traditionnelles faisant intervenir des espèces sensibles. (DJIAN-CAPORALINO, 2010).

Historiquement, la lutte contre ces parasites a été longtemps presque exclusivement basée sur l'emploi de nématicides chimiques, à l'aide de spécialités peu spécifiques qui à aggraver ce problème de plus en plus, on a alors recours à l'utilisation de variétés résistante. (DJIAN-CAPORALINO, 2010).

Pour cette étude nous avons décidé de travailler sur les régions de la wilaya Tipaza (Fouka et Nador), ces dernières sont à haut risque d'infestation par les nématodes à galles. Nous nous sommes basés sur trois volets essentiels :

- On ce qui concerne le premier volet, nous avons essayé de faire une prospection des différentes EAC (exploitations agricoles collectives) visités afin de faire un constat et cela en choisissant un questionnaire approprié.
- Pour ce qui concerne le deuxième volet, nous avons évalué le degré d'infestation des serres prospectées. Elle est basée essentiellement sur la notion de l'indice de galles (I.G.).
- Pour ce qui concerne le troisième volet, nous avons inventorié les champignons prédateurs et parasites de nématodes à galles (*Meloidogyne* spp.), présents dans le sol.

Synthèse bibliographique

Chapitre I

Généralité sur

les Meloidogyne spp

Chapitre I : généralité sur les *Meloidogyne* spp

I. 1. Généralités :

Les nématodes à galles *Meloidogyne* spp, sont des nématodes phytoparasites communs, ils vivent dans le sol et les tissus des plantes, ce sont des organismes microscopiques (invisible à l'œil nu) ; mais ils se reconnaissent aux types de dégâts qu'ils causent aux plantes (**DE JAMES et GOERGEN, 2010**). Ces nématodes sont extrêmement polyphages. Ils sont présents naturellement dans tous les sols méditerranéens et tropicaux (**ROUSSELLE *et al.*, 1996**).

En Algérie, de nombreux travaux ont signalé la présence des nématodes à galles sur diverses cultures (**SCOTTO LAMASSESE, 1961 ; ALLILI, 1986**). La caractérisation morpho-anatomique des espèces des *Meloidogyne* ont permis de mettre en évidence la présence des trois principales espèces à savoir : *M. incognita*, *M.javanica* et *M. arenaria* ; avec une dominance de *M. javanica* dans les zones sahariennes et *M.incognita* dans les zones du littorales (**SELLAMI *et al.*, 1999 ; NEBIH HADJ-SADOK, 2008**).

I.2.position systématique :

Phylum : Nemata

Classe : Secernentea

Sous-classe : Diplogasteria

Ordre : Tylenchida

Sous-ordre : Tylenchina

Super-famille : Tylenchoidea

Famille : Heteroderidae

Plusieurs espèces de *Meloidogyne* ont été identifiées et décrites, dont quatre présentent une importance particulière dans le bassin Méditerranéen :

- *Meloidogyne hapla* (**CHITWOOD, 1949**).
- *Meloidogyne javanica* (**CHITWOOD, 1949**).
- *Meloidogyne arenaria* (**CHITWOOD, 1949**).
- *Meloidogyne incognita* (**CHITWOOD, 1949**).

I.3. Morphologie :

Les détails morphologiques des nématodes à galles sont importants pour l'identification des espèces (CHITWOOD, 1949 ; ESSER *et al.*, 1981).

I .3.1. Juvénile 2ème stade :

En fonction de certains signaux environnementaux, certains J2 peuvent entrer en diapause et rester dans l'œuf, où ils passent l'hiver ceux qui éclosent de l'œuf sont assez mobiles et capables de se déplacer verticalement sur de longues distances (40-100 cm) dans le profil du sol lorsque les niveaux d'humidité du sol sont optimaux. La mobilité permet au J2 de trouver un bout de racine hôte approprié, de pénétrer dans le cortex puis de se déplacer vers le site d'alimentation préféré. Le corps bien, avec sa cuticule protectrice et ses muscles somatiques, est contrôlé par le système nerveux, ce qui permet au nématode de répondre aux signaux environnementaux qui lui permettent de se déplacer vers un site approprié pour établir une relation hôte parasite. (TRIANAPHYLLOU, 1960 ; PAPADOPOULOU et TRIANAPHYLLOU, 1982) (Fig. n° 1).

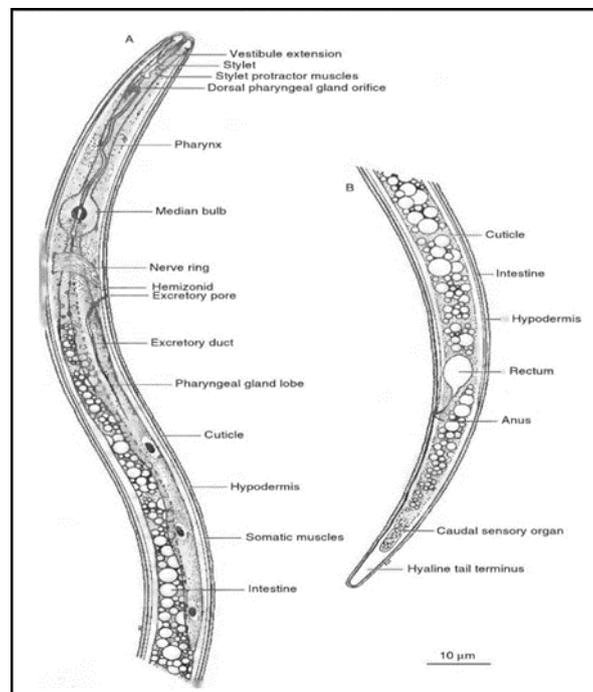


Figure n°01 : juvénile du 2ème stade de *Meloidogyne spp.*

A : région antérieure ; B : région postérieure (EISENBACH, 1985).

I.3.2. Le mâle :

Les mâles deviennent vermiformes après la troisième mue et restent vermiformes pendant la quatrième mue vers le stade adulte, le nématode étant enfermé dans les cuticules des stades précédents. La paroi corporelle et le système nerveux permettent au nématode mâle de répondre aux signaux environnementaux et de se déplacer dans le sol à sa recherche (TRANTAPHYLLOU, 1979). Le mâle ne nourrit pas toute l'énergie nécessaire au développement de son système reproducteur étant obtenu alors qu'il était un J2, par conséquent, les glandes pharyngées mâles sont dégénérées et probablement non fonctionnelles, tandis que l'intestin sert d'organe de stockage au système reproducteur pour la production de spermatozoïdes (PERRY et MOENS, 2009) (Fig. n° 2).

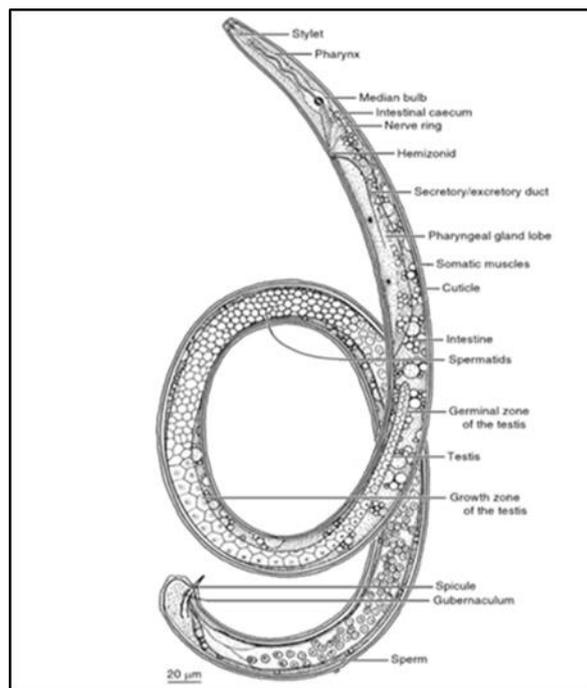


Figure n°02 : Nématode à galles mâle (EISENBACK, 1985).

I.3.3. La femelle :

Les femelles sont piriformes et globuleuses immobiles, d'une teinte blanchâtre, et peuvent atteindre un diamètre de 1 à 1,5 mm (NETSCHER, 1965). Elles présentent un stylet qui permet de perforer les cellules des vaisseaux conducteurs de sève, (BERTRAND, 2001)(Fig. 03). Les larves sont vermiformes, pointues à l'extrémité postérieure, d'une longueur variant de 0,3 à 0,5 mm et d'environ 10 μ de diamètre. (De GUIRAN et NETSCHER, 1970).

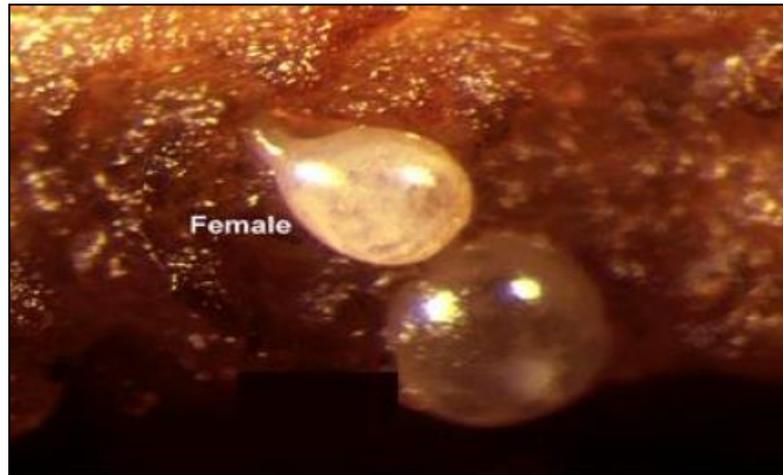


Figure n°03 : Morphologie d'une femelle de *Meloidogyne spp.*
(SARDANELLI *et al.*, 1999)

I.4. Cycle de développement :

Les nématodes *M. incognita*, ainsi que *M. arenaria* et *M. javanica*, sont des endoparasites obligatoires qui se reproduisent par parthénogénèse mitotique – autrement dit, sans reproduction sexuée (EISENBACK et TRIANAPHYLLOU, 1991). La durée du cycle des *Meloidogyne* varie de 3 à 10 semaines en fonction des conditions environnementales (BARBARY, 2014). Au cours de leur cycle, les nématodes vont passer par plusieurs stades successifs : quatre stades juvéniles et un stade adulte. Le cycle se compose de deux phases distinctes (Figure 4).

- Une phase exophyte, qui va de la ponte à la pénétration dans la racine ; durant laquelle les individus sont soumis aux conditions régies par le sol,
- Une phase endophyte, qui va du développement à la reproduction ; où les individus sont ici sous l'influence du milieu interne de la plante-hôte.

La phase exophyte, au niveau du sol, débute par l'éclosion des œufs et la libération des larves pré-parasitaires (J2). L'éclosion est spontanée, et n'est pas stimulée obligatoirement par la

présence d'exsudats racinaires, contrairement aux larves issues de kystes comme les nématodes du genre *Heterodera*; bien que la présence d'exsudats racinaires favorise l'éclosion des œufs de *Meloidogyne*. Ces larves correspondent au seul stade libre et infestant du cycle de vie. Toutefois, les œufs peuvent se conserver dans le sol et résister au froid et à la sécheresse. Le sol conserve alors un potentiel infectieux au cours de l'hiver ou pendant sa mise en repos.

La phase endophyte commence par la pénétration des larves juvénile (J2) au niveau de la zone d'élongation de la racine. Celles-ci remontent jusqu'au niveau du cylindre central où ces dernières vont sédentariser et former un site nourricier. Ce site nourricier est à l'origine de la formation de la galle au niveau de la racine et correspond à une modification des quelques cellules qui entourent la tête de la larve juvénile (J2) formant un syncytium, plus communément appelé « cellule géante ». Les larves juvéniles vont subir successivement trois mues pour devenir adultes et se transformer en femelles pyriformes, ou plus rarement en mâles. La femelle pond les œufs à l'extérieur de la racine au sein d'une gangue mucilagineuse. La quantité d'œufs au sein d'une même masse varie entre 300 et 3000 œufs (BARBARY, 2014). Comme précisé précédemment, les œufs peuvent éclore de manière étalée dans le temps, et les larves libérées auront la capacité d'infecter une nouvelle plante – et rentreront dans un nouveau cycle (De GUIRAN et NETSCHER, 1970 ; BARBARY, 2014).

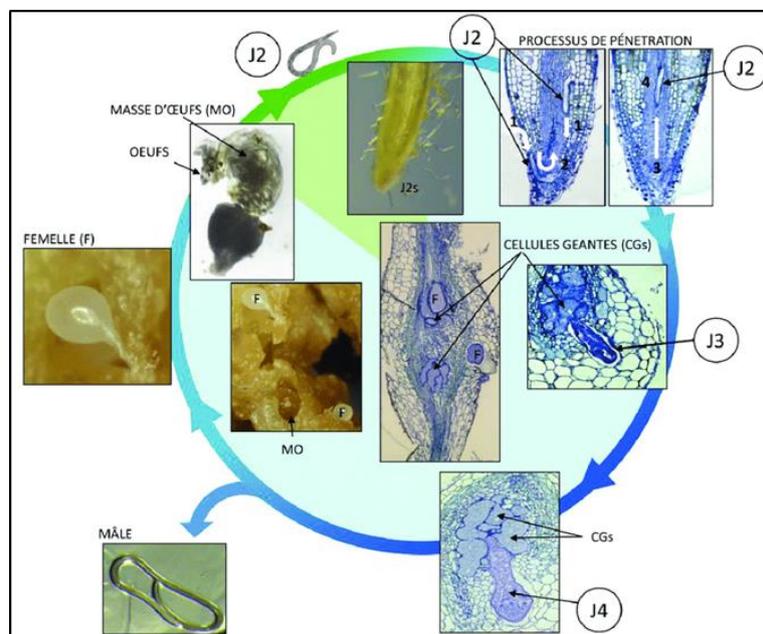


Figure n°04 : Cycle biologique des nématodes à galles (*Meloidogyne* spp.).

(ABAD *et al.*, 2008 ; KHALLOUK *et al.*, 2011)

I.5. Ecologie des *Meloidogyne spp* :

Les nématodes à galles s'installent dans les 5 à 30 premiers centimètres du sol à l'interface racinaire, et sont dépendantes de l'humidité du sol, de sa texture, de la salinité, du pH du sol et de la présence ou non de plantes hôtes (Mc CLURE et ROBERTSON, 1973 ; WYSS *et al.*, 1992). Ils font partie des ravageurs les plus dévastateurs en cultures légumières, allant jusqu'à la perte totale de la récolte (JONES *et al.*, 2013).

I.5.1. Les facteurs qui influent sur le développement des *Meloidogyne spp* :**I.5.1.1. Les facteurs abiotiques :**

- a. **L'eau** : les variations de la teneur en eau d'un sol ont une répercussion considérable sur la nématofaune (CAYROL, 1970).
- b. **La température** : le cycle complet des *Meloidogyne* dure 87 jours à une température de 16,5°C et 25 jours à 27°C (DE GUIRAN, 1979). Les températures favorables sont entre 25°C et 28°C, celles qui empêchent le développement de ce dernier sont inférieures à 16°C et supérieures à 40°C (CAYROL, 1991).
- c. **L'humidité** : L'activité des espèces de *Meloidogyne* est très forte dans un sol ayant un taux d'humidité compris entre 40 et 60 % de la capacité du champ, (REDDY, 1983). Selon BONNEMAISON (1961), les larves de *Meloidogyne* peuvent survivre plusieurs mois dans les sols humides. Par contre dans les sols secs elles vivent quelques semaines. Dans les sols saturés en eau s'observe un déficit d'oxygène qui réduit le taux d'éclosion des œufs mais aussi le métabolisme, la mobilité et le pouvoir infestant des L2. Le développement en femelles est ralenti et parfois la mort des L2 est observée (VAN GUNDY, 1985).
- d. **La nature du sol** : la nature du sol est un facteur important pour l'activité des *Meloidogyne*. Les sols plus légers, bien aérés et pauvres en matière organique sont très favorables au développement et à la pullulation des nématodes à galles (DE GUIRAN, 1971).
- e. **pH** : D'après WALLACE (1966), un pH compris entre 4 et 8 permet un bon développement des espèces de *Meloidogyne*. En sol acide l'infestation par ce nématode est moins sévère qu'en sol neutre ou alcalin, (REDDY, 1983).

I.5.1.2. Les facteurs biotiques :

- a. **Matière organique :** La matière organique dans le sol permet la réduction des nématodes lors de sa décomposition. Elle libère certains produits toxiques tels que l'acide butyrique (JONES, 1982).
- b. **Exsudats racinaires :** Selon DOMMERGUES et MONGENOT (1970), de nombreuses plantes, par l'intermédiaire de leurs exsudats exercent sur le nématode une attraction très nette.
- c. **Organismes du sol :** Les nématodes du sol peuvent être victimes de virus, de bactéries, Champignons, de protozoaires (Sporozoaires), d'autres nématodes, d'enchytreides et de divers Arthropodes, chilopodes acariens et insectes, dont plusieurs collemboles, (CAYROL, 1971 in BACHELIER, 1978).

I.6. Les symptômes et les dégâts sur les cultures :

Il n'y a pas de symptômes spécifiques en surface. Les plantes infectées présentent un rabougrissement, un jaunissement et ont tendance à se flétrir en cas de stress hydrique. Les racines infectées présentent des galles ou des nœuds de tailles et de formes diverses. L'incidence et la taille des galles dépendent de la densité des nématodes et de l'espèce de nématodes. Dans des conditions environnementales favorables, des tubercules de toutes tailles peuvent être infectés (JALATA, 1975). (Fig n° 06).

I.7. Seuil de nuisibilité :

Au champ, les symptômes se présentent sous forme de « plages ». Le seuil de nuisibilité ou limite de tolérance de la plante qui s'exprime par l'indice de galle est varié entre 0 à 5 (B'CHIR, 1981) (Figure n°05). Même en absence de symptômes caractéristiques sur le système aérien, les rendements sont affectés par les attaques de *Meloidogyne*. Les pertes qualitatives et quantitatives de rendement augmentent avec l'intensité d'infestation (WHITEHEAD, 1998 ET COYNE et al., 2007).

Ces dégâts sont d'autant plus importants que la population est plus élevée au moment où l'on installe la culture. Si la population de départ est faible, la plante ne subit généralement pas de dégât la première année. Cependant le parasite se multiplie à un point tel que la culture peut subir de graves dégâts dès la 2ème année, plus ou moins vite selon les conditions de sol, de climat et la sensibilité de la culture. Le « seuil de nuisibilité » ou « limite de tolérance » de

la plante est d'environ 100 à 1000 individus par kg de sol ou 10 à 100 par g de racine (DEGUIRAN, 1983). On assiste alors à une forte diminution de la partie aérienne, due à la réduction des racines, qui se présente souvent par taches dans un champ et la récolte peut parfois être réduite à néant.

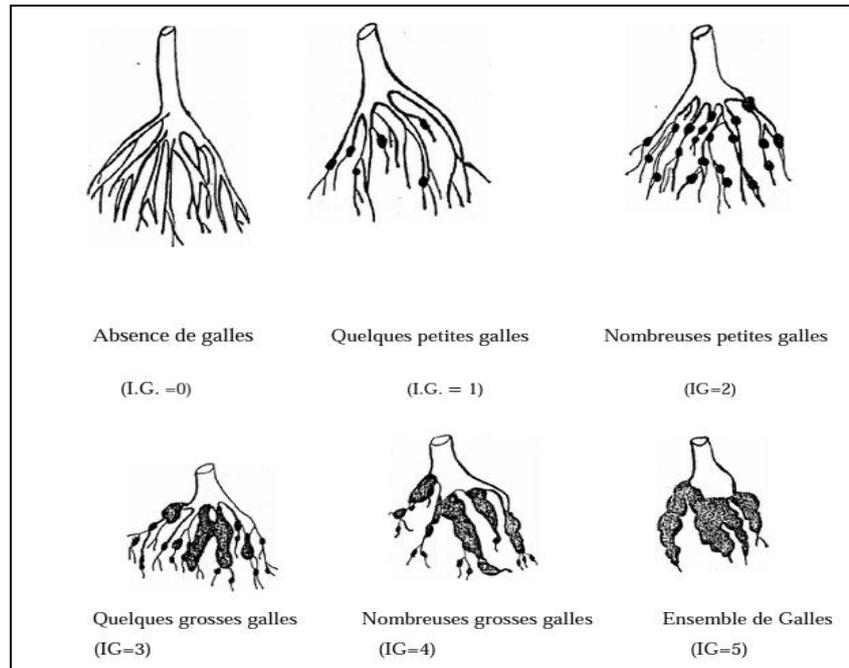


Figure n°05 : Notation des indices de galls (B'CHIR, 1981).

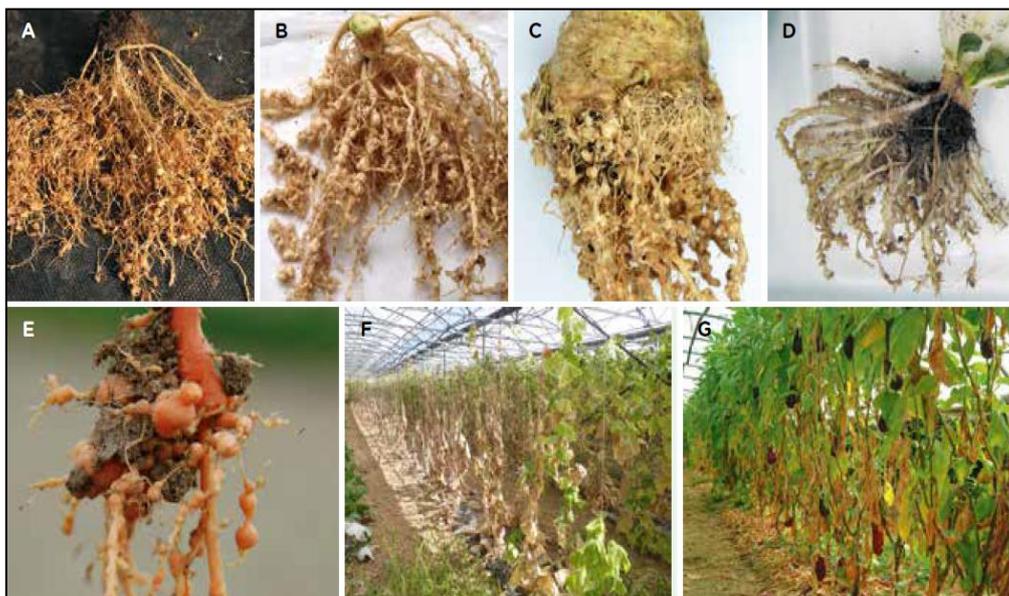


Figure n°06 : Exemples de dégâts engendrés par les nématodes à galls (CAROLINE DJIAN-CAPORALINO, 2018).

I.8. Les moyens de protection :

Jusqu' à ces dernières années, la méthode de protection la plus utilisée empruntait la voie chimique. Mais depuis les restrictions d'emploi, voire l'interdiction de l'utilisation de certains produits nématicides, des stratégies de protection intégrée sont préconisées combinant prophylaxie, protection physique, biologique, variétale, culturale, et chimique en dernier recours. Aucune n'est suffisamment efficace à elle seule et leur association tout au long de l'itinéraire technique permet d'accroître leur efficacité globale et de toucher différentes phases du cycle biologique. Permet de visualiser les méthodes possibles en fonction de ces phases : les principaux moyens d'action contre les nématodes ciblent les stades œuf et J2 dans le sol. Il est ensuite plus difficile d'agir contre les nématodes une fois qu'ils ont pénétré dans la racine. Certaines techniques auront un effet nématicide, d'autre nématostatique ou encore répulsif. Il est donc indispensable de combiner et de diversifier les techniques de protection au sein du système de culture (CAROLINE DJIAN-CAPORALINO, 2018).

- a. **La protection chimique :** La protection des cultures vis-à-vis des nématodes par l'utilisation de produits phytopharmaceutiques d'origine chimique utilise deux grandes catégories de produits : des fumigants qui agissent sous forme de gaz dans le sol et des produits pouvant appartenir à différentes familles chimiques comme les carbamates, les organophosphorés ou plus récemment les pyridinyl-ethylbenzamide. La gamme des fumigants autorisés tend à se restreindre fortement et, même dans le cadre d'autorisation, de fortes contraintes sur les modalités d'application sont obligatoires pour éviter les risques environnementaux et les dangers envers les applicateurs. (CAROLINE DJIAN-CAPORALINO, 2018).
- b. **Protection physique :** Parmi les méthodes de protection utilisant la chaleur, il existe deux techniques : la solarisation et la désinfection par vapeur d'eau. Elles peuvent agir sur les œufs de nématodes ou sur les J2 présents dans le sol. Leur efficacité dépend du type de sol (pour la diffusion de la chaleur) et de sa préparation : structure fine, labour profond, arrosage à la capacité au champ sont nécessaires (KATAN, 1981 ; PHILIPS, 1990 ; CHELLEMI ET AL., 1997 ; STAPLETON, 2000).
- c. **Protection biologique :** Divers antagonistes naturels, champignons nématophages ou parasites, bactéries, mycorhizes, sont connus depuis longtemps. Les champignons prédateurs (genre *Arthrobotrys*) se caractérisent par leur capacité à produire des organes de capture (anneaux constricteurs, boutons, adhésifs, réseaux...) qui piègent les

nématodes dans le sol suite à un processus de reconnaissance spécifique entre champignon et nématode (**CAROLINE DJIAN-CAPORALINO, 2018**).

Chapitre II

La plante hôte cucurbitacées

Chapitre II : la plante hôte cucurbitacées

II .1. Généralités sur les cucurbitacées :

Courges, gourdes, citrouilles, potirons et pâtissons toutes ces plantes appartiennent à la famille des Cucurbitacées comme le melon (PITRAT, 2003), le concombre et la pastèque.

Elles présentent les mêmes caractéristiques générales : longues tiges pouvant ramper sur le sol ou grimper grâce à des vrilles, sensibles au froid, plantes à grandes fleurs mâles et femelles séparées sur une même plante. (PITRAT, 2003).

La fleur femelle a un ovaire situé au- dessous de l'intersection des autres pièces florales qui va donner naissance à une grosse baie charnue appelée « pepo » par les botanistes. (PITRAT, 2003).

II .2. La courgette :

II .2.1. Histoire et l'origine :

Cucurbita pepo est indigène des régions chaudes et tempérées de l'Amérique centrale et de l'Amérique du Nord et y est cultivé. Il existe également en forme sauvage en Europe et en Asie. L'origine est incertaine. L'ancêtre commun de toutes les variétés actuelles de *Cucurbita pepo* provient probablement du Mexique, comme le confirment les résultats archéologiques (ANDRES, 2003). Leur plus ancienne présence dans l'alimentation humaine est décelée 7000 ans avant notre ère au Mexique (CHAUX et FOURY, 1994 ; RENAUD, 2003).

II. 2.2. Systématique :

La courgette est une dicotylédone légumière de la famille des cucurbitacées. Sa position systématique selon FELLER *et al.* (1995) est représentée dans le (tableau n°01).

Tableau n°01 : Position systématique du courgette (FELLER *et al.*,1995)

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Violales
Famille	Cucurbitaceae
Genre	<i>Cucurbita</i> L. (1753)
Espèce	<i>Cucurbita pepo</i> L. (1753)

II.2.3. Description botanique :

La courgette est une plante potagère qui pousse au sol ; elle possède de grandes feuilles. Elle a des fleurs de couleur jaune, qui donnent le fruit appelé également courgette. Elle est une plante annuelle à croissance indéterminée. Le fruit est une baie charnue, uniloculaire, sans cavité centrale, cylindrique, parfois en massue, généralement de couleur verte. Les fruits naissent à partir des axillaires foliaires, attachés par un pédoncule épais et court. Ils sont récoltés avant maturité complète avant qu'ils durcissent. En conditions printanières précoces, les premiers fruits sont récoltés entre 70 et 85 jours après le semis. De couleur, uniforme ou rayée, tachetée, son intensité est un facteur variétal (ERARD, 2002). C'est une plante monoïque : les fleurs mâles et femelles coexistent sur une même plante, mais distinctement (BOUKORTT, 2016). Les variétés *Cucurbitapepo*, utilisées pour la production de la courgette sont le plus souvent des hybrides F1 (CHAUX et FOURY, 1994).

II.2.4. Morphologie et développement de la plante :

D'après (ERARD, 2002), La courgette est une plante annuelle, à végétation ramassée. La tige principale de la courgette possède des bourgeons secondaires atrophiés, avec des entrenœuds courts portent des feuilles, fruits et fleurs jaunes unisexuées.



Figure n°07 : la plante du courgette (original)

II.2.5. Les exigences édaphique et climatique de courgette

- a. **Sol** : La culture de la courgette est peu exigeante en sol. C'est une plante qui s'adapte à une gamme très large des sols. Elle préfère toutefois des sols profonds, bien aérés, souples et riches en matières organique avec une texture franche (ANONYME, 2020).
- b. **Température** : La courgette au même titre que d'autres Cucurbitacées, exige des conditions de chaleur pour se développer. Cependant elle exige des températures moins élevées que les autres cucurbitacées et légumes de saison chaude (ABATZIAN *et al.*, 2003).
- c. **pH** : Les valeurs de pH optimales se situent entre 5,6 et 6,8 (sols légèrement acides). Néanmoins, la culture de la courgette peut s'adapter à des pH compris entre 5 et 7. Des pH basiques peuvent, par contre, induire des carences nutritionnelles. Concernant la salinité, la courgette est une plante moyennement tolérante à la salinité, moins que le melon et la pastèque et plus que le concombre (ANONYME, 2020).
- d. **Besoins nutritionnels** : La culture de la courgette a notamment besoin d'une fumure abondante et anticipée ou compost avant la mise en place des semences (ANONYME, 2020).

II.2.6. Pratique culturale :

- a. **Préparation du sol :** Pour favoriser et accélérer la germination, il est recommandé de semer les grains à une profondeur d'environ 2,5 cm dans des billons d'une hauteur entre 12,5 et 20 cm préparés 7 à 10 jours à l'avance (SI BENNCEUR, 2005).
- b. **Semis :** La courgette peut être installée de deux manières, soit en pépinière dans des plateaux alvéoles remplis de tourbe, et ceci pendant une période allant de septembre à janvier, soit en juin-juillet, pour une culture d'arrière-saison, c'est-à-dire pour cibler une production entre les mois d'octobre et novembre (SI BENNCEUR, 2005). Un terrain frais pendant le semis est nécessaire car un manque d'eau provoquerait une levée irrégulière (ABBATIAL *et al.*, 2003).
- c. **Récolte :** Les courgettes se cueillent avant qu'elles soient mûres, 40 à 50 jours à partir du semis et 3 à 6 jours après la floraison (SI BENNCEUR, 2005).

II.2.7. Principales maladies de la courgette :

La particularité écologique de la culture de la courgette l'expose à diverses nuisances notamment les champignons, les bactéries, les virus et les ravageurs

II.2.7.1. Maladies cryptogamiques :**Tableau n°02 : les maladies cryptogamiques**

Les maladies cryptogamiques	
Pourriture ou moisissure grise (<i>Botrytis</i>)	Cette maladie est causée par <i>Botrytis cinerea</i> qui est un champignon causant des maladies sur végétaux, polyphage et provoque des mortifications des tissus végétaux appelées nécrose affectant les organes aériens et fruits de plantes (BLANCARD, 2009).
Oïdium	Cette maladie est due à plusieurs espèces de champignons ascomycètes de la famille des Erysiphaceae, les plus communs étant <i>Eysiphe cichoracearum</i> et <i>Sphaerothea fuliginea</i> sont responsables de la maladie

	foliaire (MESSIAN et FAGBAYIDE, 2004).
Mildiou des cucurbitacées	Cette maladie est causée par <i>Pseudoperonospora cubensis</i> qui se développe essentiellement sur les feuilles des cucurbitacées (SNHF, 2018).

II.2.7.2. Maladies bactériennes :

Tableau n°03 : les maladies bactériennes.

Les maladies bactériennes	
Pourritures molles	<p><i>Pectobacterium carotovorum</i> sub sp. <i>Carotovorum</i> est distribuée sur une aire géographique plus vaste et est la cause de la pourriture molle d'une diversité de fruits et de légumes (HADAS et al., 2001).</p> <p>En conditions climatiques humides et plutôt chaudes, cette bactérie provoque des pourritures humides sur tiges et/ou sur fruits, aussi bien au champ que sous abri, et au cours du transport des fruits que pendant leur stockage (INRA, 2013).</p>

II.2.7.3. Maladies virales :

Tableau n°04 : les maladies virales

Les maladies virales	
Virus de la mosaïque du concombre (CMV) :	La plante est caractérisée par un raccourcissement marqué des entre-nœuds, des pousses apicales qui lui confère un aspect compact et buissonnant. Leurs folioles sont petites enroulée vers le haut. Les vieilles feuilles sont de taille normale et présentent une mosaïque légère et leurs fruits sont piquetés et/ou mosaïqués. Les rendements sont considérablement réduits et les fruits sont peu nombreux, petits et maturité inégal (GALLITELLI, 2000).
Mosaïque jaune de la courgette	Le feuillage montre des symptômes de mosaïque (alternance de couleur jaune, vert clair et vert sombre) Ou de jaunissement, souvent associé à des déformations foliaires importantes (feuille filiforme ou enroulement des jeunes feuilles). Une réduction de la taille des plantes est aussi souvent observée. Les fruits sont souvent mosaïqués (avec des stries vertes), flétris et bosselés, ce qui réduit leur valeur commerciale (AREU., 2005).

II.2.7.4. Ravageurs :

Tableau n°05 : les ravageurs.

Les ravageurs	
Oiseaux	Les principaux ravageurs animaux de la culture de courgette sont les oiseaux (dans les quelques jours qui suivent le semis ou la plantation) (CONSEIL <i>etal.</i>, 2009) qui déracinent le jeune plant en le pinçant pendant les jours qui suivent les semis ou la plantation (MATHIEU <i>etal.</i>, 2009).
Pucerons	Les pucerons sont de petits insectes qui se nourrissent de la sève élaborée des plantes et provoquent des dégâts directs. En prélevant la sève, ils affaiblissent la plante (ELODIE, 2016). Leur salive toxique provoque la décoloration, la déformation ou la destruction des tissus végétaux qui réduisant ainsi les ressources disponibles pour la croissance et le développement de la plante (DIB, 2010).
Nématodes à galles (<i>Meloidogyne spp</i>)	La courgette y est particulièrement sensible. Les nématodes causent un flétrissement aux heures chaudes, un ralentissement de la croissance et un jaunissement. Les symptômes sont similaires à un stress hydrique, mais une augmentation des irrigations ne ferait qu'aggraver les dégâts.

II.2.8. Production de la courgette en Algérie :

En Algérie, les conditions climatiques et les types de sol sont très favorables pour la culture de toutes les espèces de courges (**GRUBBEN, 2004**). Leurs cultures couvrent une superficie de 8.010 ha avec une production totale de 875410 t. Les principales wilayas productrices de ce légume sont : Mostaganem, Alger, Boumerdes, M'Sila, Tipaza, ... Les cultures sous tunnel à Tipaza, Biskra, Alger et Mostaganem... représentent une production de 33 000 tonnes (**AGROLIGNE, 2014**).

II .3. Le concombre**II .3.1. Historique :**

L'origine du concombre est la zone tropicale de l'Inde, où on peut trouver encore de nos jours sa forme sauvage. Beaucoup de recherches nous montrent que l'Inde, la Chine et l'Asie centrale sont les pays où les cultures du concombre remontent à plus de 3000 ans. Introduit en Europe et en Afrique depuis des temps immémoriaux. Le concombre est largement cultivé depuis très longtemps, ses fruits étant estimés par la population pendant les mois chauds de l'été (**ANONYME, 1979**)

II .3.2. Systématique :

Tableau n°06 : Position systématique du concombre (fr.wikipedia)

La classification classique

Règne	Phyta
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Dilleniidae
Ordre	Violales
Famille	Cucurbitaceae
Genre	<i>Cucumis</i>
Espèce	<i>Cucumis sativus</i> L.

II .3.3. Caractères morphologiques :

- a. Racine :** Elle est généralement bien développée et assez superficielle. Dans l'espace la racine centrale atteint 50 à 60 cm de profondeur, mais les racines latérales se développent plus fortement et atteignent une longueur de 2.5 à 3.5 mètres. Elles sont très ramifiées, avec une grande superficie absorbante située à une profondeur de 30 à 35 cm (F.A.O, 1988).
- b. Tige :** Le concombre possède une tige polygonale et flexible, herbacée et rampante se ramifiant facilement à la base (basitonie), recouverte de petits poils durs (CHAUX, 1971).
- c. Feuille :** Elles sont alternées de types palmés, à cinq lobes, l'extrémité des lobes est pointue (ROULAN, 1974).
- d. Fleur :** Les fleurs sont assez semblables à celles du melon elles présentent néanmoins un pédoncule plus court et un ovaire effilé. On trouve surtout des fleurs femelles, plus rarement des pièces males (JAVOY *et al.*, 2001).

- e. **Fruit :** Les fruits sont de forme cylindrique a oblong, à col parfois marqué, plus ou moins allongé, leur longueur est de l'ordre de 14 à 25 cm pour les types « mini » ou court épineux et de 30 à 40 cm pour les types longs de serre (fruit épineux) (**JAVOY *et al.*,2001**).



Figure n°08 : la plante du concombre (original)

II .3.4. Principales maladies du concombre :

II .3.4.1. Maladies bactériennes :

Tableau n°07 : les maladies bactériennes.

Maladies bactériennes	
Tache angulaire	<p>Causée par la bactérie <i>Pseudomonas syringaep.v. lachrymans</i>, cette maladie est assez répandue dans les cultures de plein champ.</p> <p>Les premiers symptômes peuvent toucher les cotylédons : taches rondes ou irrégulières, molles, translucides et aqueuses. Sur les vieilles feuilles, ces taches sont habituellement délimitées par les nervures, d'où leur aspect angulaire caractéristique. Elles sont brunes et, par temps humide, elles en viennent à se réunir et à couvrir toute la feuille (W.R. JARVIS., 1992).</p>
Flétrissure bactérienne	<p>Causé par <i>Verwinia tracheiphila</i>, l'infection touche d'abord une ou deux feuilles, sur lesquelles des plages vertes ternes apparaissent, puis s'étendent rapidement. Les feuilles infectées se flétrissent presque immédiatement, et la bactérie, qui envahit rapidement le système vasculaire des pétioles et des tiges, provoque bientôt le flétrissement de toute la plante, y compris des fruits, qui se ratatinent.</p>

II .3.4.2. Maladies fongiques :

Tableau n°08 : les maladies fongiques (W.R. Jarvis., 1992).

Les maladies fongiques	
Anthraenose	Son agent, le <i>Colletotrichum orbiculare</i> , La maladie s'attaque à toutes les parties de la plante. En général, elle se manifeste d'abord sur la nervure d'une feuille, par une tache aqueuse vert pâle. Elle se propage rapidement et provoque une lésion angulaire, ou plus ou moins circulaire, brun rougeâtre, entourée d'une bordure jaunâtre et dont le diamètre est d'au moins 1 cm. Ces lésions sont considérablement plus étendues que celles que causent la gale ou la tache angulaire.
Pourriture noire des racines	Causée par le champignon <i>Phomopsis sclerotioides</i> , qui vit dans le sol, cette maladie, comme son nom l'indique, se maintient dans le sol et dans les tissus racinaires épais, grâce à de petits sclérotés noirs, résistants. Deux symptômes distincts atteignent les racines ; habituellement ils affligent la même plante et, ce qui est également possible, la même racine. On peut très bien les observer avec une loupe.
Pourriture phomopsienne	Causée par le <i>Phomopsis cucurbitae</i> , la maladie se manifeste par des chancres ou des lésions de la tige, par la pourriture des feuilles ou des pétioles ainsi que par la pourriture du fruit

Brûlure de la fleur	<p>Causée par le <i>Choanephora cucurbitarum</i>, la maladie se manifeste parfois sur les fleurs de concombre.</p> <p>Ses manifestations se remarquent bien sur les fleurs humides qui se meurent. Même si le champignon ne s'attaque pas aux fruits du concombre, il atteint néanmoins les fruits et les feuilles d'autres cucurbitacées, notamment de la courge d'été. Le fruit touché ressemble à une pelote dans laquelle on aurait planté de minuscules épingles à tête noire; le tissu sous-jacent est affligé par une pourriture molle.</p>
----------------------------	----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

Chapitre II

Les champignons nématophages

Chapitre III : les champignons nématophages

III.1. Généralités sur les champignons nématophage :

Les champignons sont les ennemis des nématodes les plus étudiés et qui ont même fourni la base de préparations mises en vente dans le commerce (AHREN et TUNLID, 2003). Les champignons nématophages peuvent être classés en trois catégories selon leur mode d'action (Fig. n°9) :

- Ceux formant des organes de capture tels que boucles anastomosées, anneaux ou boutons. Une substance collante est sécrétée de sorte que le nématode est englué et fini par s'immobiliser. Le champignon émet alors un hyphe spécialisé qui pénètre dans le nématode, s'y ramifie et s'en nourrit ; le mécanisme de capture est d'origine chimique : la substance collante contient des lectines qui réagissent spécifiquement avec les sucres sécrétés par la cuticule des nématodes. L'introduction des pièges résulte d'une relation complexe entre les champignons et les bactéries associés aux nématodes. Les organes de capture peuvent être aussi la nature on adhésive (anneaux constricteurs ou non). Quatre genres d'Hyphomycètes présentent un intérêt : *Arthrobotrys*, *Dactylaria*, *Dactylla*, *Trichothecium*, mais l'espèce la plus utilisée est l'*Arthrobotrys irregularis* dont une équipe de France a sélectionné une souche spécialement agressive contre *Meloidogyne* spp., la préparation commerciale (Royale 350) consiste en mycélium cultivé sur du seigle. Il faut répandre 140g/m², Ce qui est beaucoup. Les caractéristiques du sol (PH 6,4, matière organique 0,8%, faible salinité) conditionnement l'efficacité du traitement. En suisse c'est dans les serres uniquement que cette lutte biologique est appliquée. Une autre espèce *Arthrobotrys robusta*, souche antipolis est utilisée contre les nématodes des champignons d'*Agaric bisporus* (le produit commercial est vendu sous le nom de Royale 300) (CASAS-FLORES et HERRERA, 2007).
- Les champignons à spores collantes, connu depuis longtemps comme parasite d'insectes et d'acariens. Les spores forment une masse collante à leur sortie de la phialide et adhèrent fortement au nématode qui les touche en passant. Elles germent aussitôt et le mycélium envahit et digère le nématode en une dizaine d'heures. Des travaux de sélection de souches agressives se font sur le genre *Hirsutella*, qui attaque *ditylenchus dipasaci*, *Meloidogyne* spp, *Aphelenchoides fragariae*. (CASAS-FLORES et HERRERA, 2007).

Les champignons ovicides qui ne parasitent pas les formes actives des nématodes, mais les œufs. Deux espèces ont plus particulièrement retenu l'attention : *Verticillium chlamydosporium* et *Paecilomyces lilacinus* (CASAS-FLORES et HERRERA, 2007).

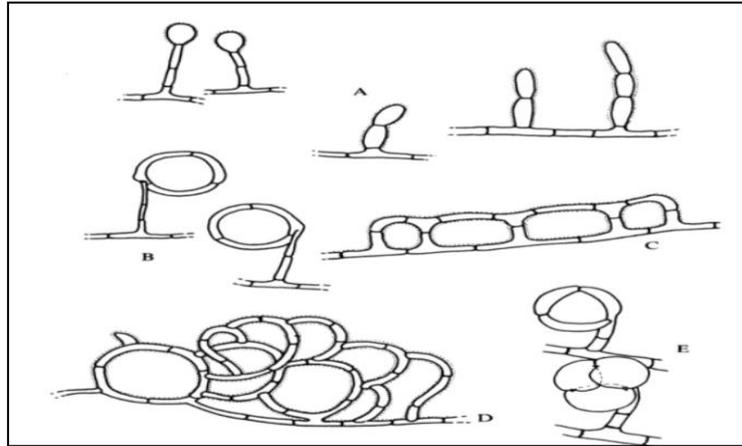


Figure n°09 : divers organes élaborés par des champignons pour capturer les nématodes
A) boutons adhésifs sur tige ou sessiles ;B) anneaux se détachant ;C) filet ;D) anneaux fixes ;E) anneaux constricteurs.

Partie II
Travail expérimental

Chapitre I
Matériel et Méthodes

Chapitre I : Matériel et méthodes

I. But de travail :

Sur la base de l'importance des cultures maraichères et plus précisément la culture des cucurbitacées. Nous avons choisi la wilaya de Tipaza (régions Fouka et Nador), qui est infestée par les nématodes à galles *Meloidogyne* spp. Dans cette étude nous nous sommes concentrés sur trois aspects importants.

On ce qui concerne le premier aspect, nous avons essayé de faire une prospection phytosanitaire en présentant un questionnaire (Annexe).

Le deuxième aspect concerne le prélèvement des échantillons de racines dans les serres de Fouka et Nador qui sont infestées par *Meloidogyne* spp.

Pour ce qui concerne le troisième aspect, nous avons prélevé des échantillons de sol sur des profondeurs de 10 cm et 20 cm à l'intérieur des serres pour chaque région, pour étudier ses propriétés physicochimiques et inventorier les champignons nématophages.

I.2. Présentation de la zone d'étude

I.2.1. La wilaya Tipaza :

Située à 68 km à l'ouest de la capitale d'Alger. Le chef-lieu de la wilaya Tipaza. Elle se situe dans un étage bioclimatique subdivisé en deux variantes (étage sub-humide caractérisé par un hiver doux dans la partie nord et un étage sub-humide caractérisé par un hiver chaud dans la partie sud) (Fig. n°10).



Figure n°10 : la carte géographique de la wilaya de Tipaza (Google Map,2021).

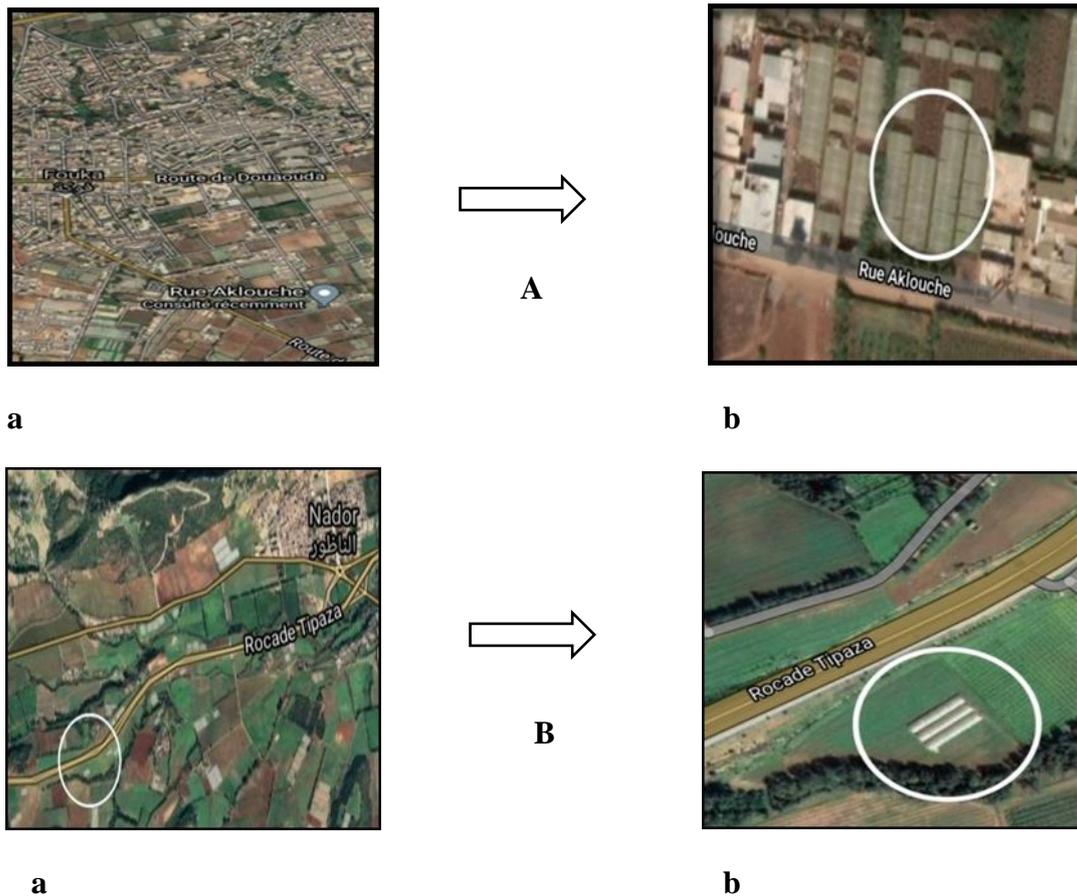


Figure n°11 : représentation des lieux d'étude

A) Fouka, B) Nador ;

a : la localisation du lieu d'étude sur la carte de la commune

b Les serres échantillonnage (Google Maps, 2021).

I.3. Méthodologie adoptée

I.3.1. Matériels utilisés pour l'étude de l'infestation des serres par les nématodes à galles du genre *Meloidogyne* spp et prélèvement du sol :

a) Sur terrain :

- Une binette
- Des sachets en plastique
- Des étiquettes
- Marqueur
- Règle graduée

b) Au laboratoire :

- Glucose
- Agar-agar

- Bouillie de pomme de terre
- L'eau distillée
- Balance
- Cristallisateur
- Erlenmeyer
- Agitateur
- Flacons en verre
- Cellule de comptage
- Autoclave
- Antibiotique (pénicilline)
- Hotte à bec bunsen
- Boîtes de Pétri
- Le sol
- Para film
- Marqueur indélébile
- Microscope
- Etiquettes
- Etuve
- Clés de détermination

I.4. Méthodes de travail

I.4.1. Questionnaire :

C'est un outil adapté pour recueillir des informations précises sur les régions étudiées, l'état des serres, les cultures sur place, les précédentes cultures, les variétés, la nature du sol et les produits chimiques utilisés. (Annexe).

I.4.2. Prélèvement du sol et estimation de l'indice de galles :

Nos échantillons ont été prélevés au début du mois de mai pour Fouka (06/05/2021) et fin du mois (25/05/2021) pour Nador. Pour l'indice de galles 16 plantes ont été prélevés. Concernant le sol, le prélèvement se fait aléatoirement à l'intérieur des serres à une profondeur de 10cm et 20 cm à l'aide d'une tarière. Les échantillons de sols sont ensuite mis dans des sacs en plastiques munis d'une étiquette indiquant le domaine, la profondeur et le type de sol et toutes les mentions utiles. (Fig. n°12).

I.4.3. Estimation de l'indice de galle :

Afin d'estimer le degré d'infestation des cultures sous serre, nous avons utilisé les seuils de nuisibilité établis par **B'CHIR, 1981** (Fig.n°13).

I.4.4. Extraction les masses d'œufs :

Après l'évaluation de l'indice de galle, et de manière aléatoire on prend cinq (05) racines où on prélève un (01) gramme de racine, en faisant deux répétitions. Sous loupe binoculaire, les masses d'œufs sont récoltées à l'aide d'une épingle et une seringue ces dernières sont mises dans des verres de montres et conservées dans des tubes à l'hémolyse (Fig. n°12).

I.4.5. Dénombrement des œufs de *Méloïdogyne* spp :

Le comptage des œufs est réalisé par la cellule de comptage, type ORSTOM quadrillées en 30x15 carreaux avec lecture au microscope optique. Le comptage est effectué sur le culot (environ 5ml) selon la méthode de **MERNY et LUC (1969)** (Fig. n°12).

I.4.6. La méthode de dénombrement :

Notre méthode est basée sur le dénombrement par les lignes horizontales de la cellule, on prend cinq lignes et on laisse trois lignes, ce qui représente 150 carrés et on ajuste à 450 carrés par la règle de trois.

150 → n

450 → X $X = \frac{n \times 450}{150}$

X → *Nombre des oeufs par 5 ml*

le nombre des œufs dans une seule masse (Y) d'œuf donc :

$$Y = \frac{X}{\text{nombre de masses d'oeufs}}$$

La moyenne (M) de deux répétitions d'une plante est : $M = \frac{Y1+Y2}{2}$

La moyenne (M') de cinq plantes est : $M' = \frac{M1+M2+M3+M4+M5}{5}$

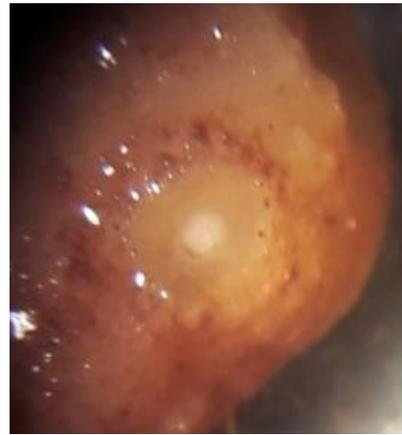
Et donc la moyenne de 16 plantes (M'') est

5 plantes → M'

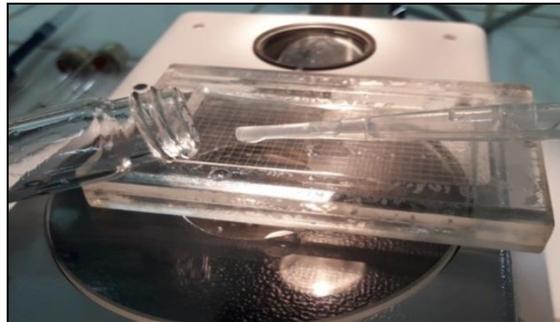
16 plantes → M'' Donc : $M'' = \frac{M' \times 16}{5}$



a



b



c

Figure n°12 : extraction et comptage des masses d'œufs de *Meloidogyne* (originale, 2021).

a : extraction ; b : masse d'œuf ; c : cellule de comptage

I.4.7. Préparation de milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar) :

C'est un milieu de culture microbiologique non sélectif qui favorise le développement des champignons, il est composé de bouillie de pomme de terre qui est récupéré de la procédure suivante : Faire bouillir 200g de pomme de terre dans 1L d'eau. Récupérer le bouillon, le mettre dans un cristalliseur, ensuite, ajouter 20g de glucose, 20g d'Agar-agar et l'eau distillé jusqu'à obtention 1L. Verser le milieu PDA dans un Erlenmeyer et le mettre sur l'agitateur magnétique pendant 20 minutes pour qu'il soit homogène, le couler dans des flacons en verre, et les faire passer à l'autoclave pendant 20 min à une température de 120°C pour la stérilisation, laisser refroidir, une fois le milieu refroidit, on ajoute l'antibiotique (pénicilline)(0,1ml/1L), pour que le milieu ne soit pas contaminé par les bactéries. (Fig n°15).

I.4.8. Isolement de différentes espèces de champignons à partir du sol :

Dans un endroit stérile (la hotte), devant un bec bunsen ; faire couler le milieu dans huit boîtes de Pétri stériles. Après solidification du milieu, ensemercer le sol à la surface du milieu (1g pour chaque boîte) ; puis fermer les boîtes et les sceller avec un para-film. Inverser les boîtes de Pétri pour éviter le risque de contamination par les gouttelettes d'eau accumulées sur le couvercle (Fig. n°15).

I.4.9. Conditions d'incubation :

Une fois les boîtes de Pétri sont prêtes, ses dernières seront mises dans l'étuve à 25°C, qui est une température favorable au développement des champignons nématophages (Fig. n°15).

I.4.10. Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites :

Pour la Détermination des champignons nématophages prédateurs et parasites nous nous sommes référés aux clés de détermination (**COOKE ET GODFREY, 1964 ; BARRON, 1968 ; BUYCK, 1986 ET PHILIP, 2001**) qui est basée sur :

- Les spores, - Les réseaux mycéliens
- Les anneaux constricteurs et non constricteurs
- Les conidiospores
- Les boutons adhésifs
- Les conidies
- Les mycéliums perforants....



Figure n°13 : Serre de prospection et prélèvement (originale2021)

A) Concombre B) Courgette

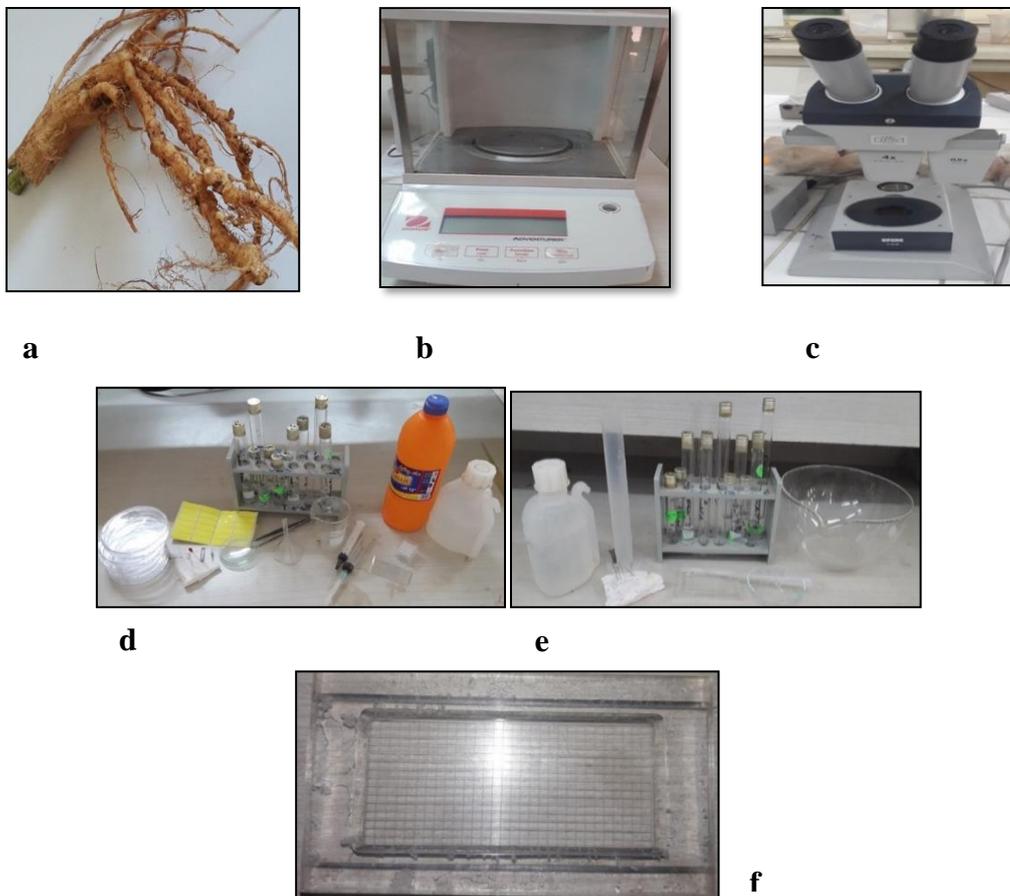


Figure n°14 : Matériels utilisés pour l'étude l'infestation de *Meloidogyne* spp (Originale, 2021).

a) Racine ; b) balance ; c) loupe ; d) boîtes de Pétri ; e) Tubes ; f) Cellule de comptage.



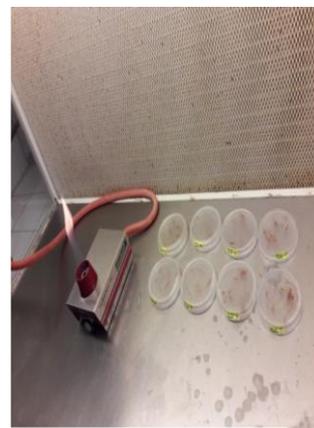
b



c



d



e



g



h



Figure n°15 : Les différents étapes de préparation de milieu de culture PDA et les étapes d'isolement des champignons nématophages (Originale, 2021).

a : la pesée ; b : préparation du milieu ; c : incubateur ; d : hotte ; e : boîtes de Pétri remplies de PDA ; f / g : étuve ; h : microscope optique.

I.4.11. L'étude analytique du sol :

Les analyses pédologiques du sol sont effectuées au niveau du laboratoire de pédologie à l'université SAAD DAHLEB 1 (Annexe), les analyses étudiées sont :

a) L'humidité du sol :

L'humidité du sol est un terme très vague et il est important de le définir. La définition la plus commune de ce terme est la quantité totale d'eau présente dans la zone insaturée. Pour des raisons pratiques, cette humidité est souvent séparée en deux composantes, l'humidité du sol de surface, correspondant aux premiers centimètres (5 cm en général), et l'humidité de la zone racinaire du sol (deuxième réservoir). L'humidité du sol joue un rôle important dans le maintien de la vie sur la Terre, sa première "utilisation" est de permettre la croissance de la végétation. Elle conditionne également la mise en place du peuplement végétal (germination des semences, émergence, implantation du système racinaire, etc...).

b) Analyse du pH-eau :

Le potentiel hydrogène (ou pH Eau) mesure l'activité chimique des ions hydrogènes (H⁺) dans une solution. Il a une influence sur l'assimilation des nutriments et oligo-éléments par une plante. La forme d'une molécule change en fonction du pH de la solution dans laquelle elle se trouve.

Le pH varie de 0 à 14 et la neutralité est atteinte lorsque le pH est égal à 7. On peut classer les sols selon leur acidité de la manière suivante :

- pH < 4,5 : sols très acides.
- 4,5 < pH < 6 : sols faiblement acides
- 6 < pH < 7 : sols équilibrés permettant une bonne alimentation minérale
- pH > 7 : sols calcaires et /ou salés.

c) La conductivité électrique :

L'analyse de la solution du sol comprend d'une part la mesure de sa conductivité électrique et d'autre part la détermination des sels solubles dans l'eau (anions et cations). Ces deux sortes de déterminations ne sont pas faites systématiquement sur tous les échantillons.

d) Matière organique :

La matière organique stable du sol (humus) est issue de la décomposition progressive des résidus de culture, et des végétaux, animaux et autres organismes biologiques vivants dans le sol (acariens, champignons, microfaune, microflore...). Le sol contient un faible pourcentage massique de matière organique, généralement compris entre 1 et 5%. Cette petite quantité de matière organique, dont le carbone organique constitue à peu près la moitié, est très importante pour le fonctionnement du sol et de l'écosystème tout entier.

e) Le calcaire total :

Le calcaire total est une des composantes héritées du sol, éventuellement légèrement modifiable par apports massifs et répétés d'amendements basiques. La présence de calcaire confère au sol des caractéristiques spécifiques en termes de comportement physique et chimique et influe sur son activité biologique.

f) Analyse granulométrique :

L'analyse granulométrique est une étude qui permet de caractériser la distribution de taille des particules et reflète la répartition quantitative d'un élément solide, et d'identifier les différentes familles granulométriques (sable, limon, argile), et il renseigne sur la texture du matériau. Certaines caractéristiques d'un sédiment qui peuvent avoir une influence sur la spéciation des polluants sont dépendantes de la taille des grains qui le compose (réactivité, surface spécifique...) (**KRIBI, 2005**).

Chapitre II

Résultats et Discussion

Chapitre II : Résultat et discussion

II. 1. L'importance du questionnaire :

Le questionnaire que nous avons préparé nous a permis d'avoir une idée générale sur les deux régions que nous avons prospectés ;

- **Dans la région de Fouka :** c'est une région nouvellement mise en serre, les produits chimiques utilisés sont : (Propinebe, El mokap, Bouillie bordelaise vallés et Rivacol70) (Annexe) et aussi ils utilisent la fumigation.
- **Dans la région de Nador :** c'est une région nouvellement mise en production, les produits phytosanitaires qui utilisent sont : (Hexizox, Valette, Maxil et ace pro) (Annexe).

On note aussi que dans les deux régions on utilise les engrais minéraux (N.P.K.15 :15 :15 +20 SO₃), fumier (déchet des animaux) et le système d'irrigation est le goutte à goutte.

II.2. Etat d'infestation des cultures de courgette par les nématodes à galles dans les zones d'études :

L'indice de galles qui est une notation visuelle de l'état des racines et d'après le tableau N°11 (Annexe) la région de Fouka est plus infestée avec un indice de galles qui varie entre 2 et 4, alors que la région de Nador enregistre un indice de galles égal à 0.

II.2.1. Moyenne de l'indice de galles pour les deux régions (Fouka et Nador)

Pour estimer de la moyenne de l'indice de galles des plantes pour les deux régions (Fouka, Nador) nous avons utilisé cette formule :

$$IGM = \sum_{i=0-5}^{x_i} = \frac{x_0 + x_1 + \dots + x_n}{n}$$

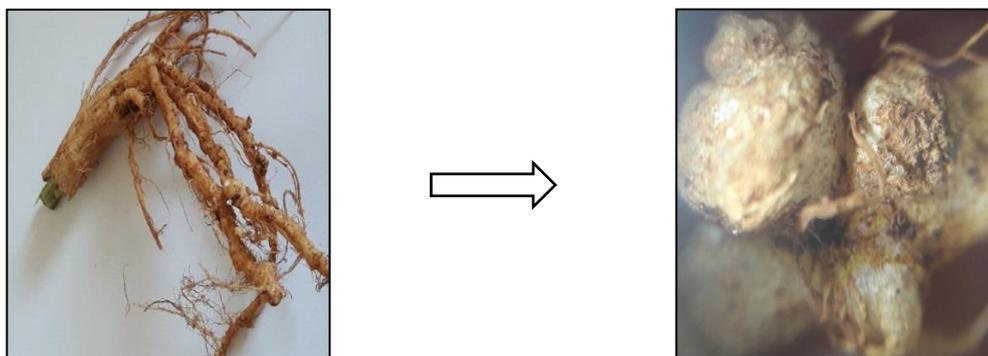
x_i = indice de galle par plant.

n = nombre de plantes échantillonnées par serre.

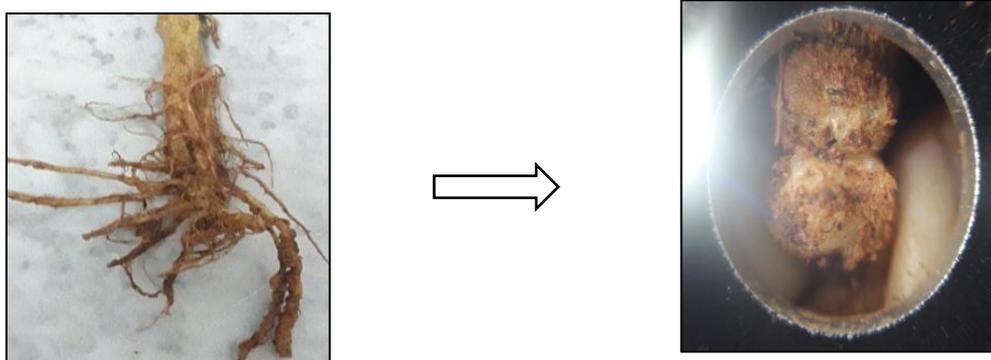
Ce qui nous a permis d'évaluer chaque région :

Fouka : IGM=2,81 courgette, Tableau n°11 (Annexe).

Nador : IGM=0 concombre, Tableau n°11 (Annexe).



Plante (03) Indice de galls = 4



Plante (02) Indice de galls = 3

Figure n°16 : Estimation de l'indice de galls (original, 2021).

II.3. Variation de l'infestation par *Meloidogyne* spp dans la région de Fouka :

II.3.1. Dénombrement des femelles et des masses d'œufs par rapport l'indice de galles de *Meloidogyne* spp :

Afin de dénombrer les femelles, les masses d'œufs et l'indice de galles (fig n°19), nous avons calculé la fréquence quantitative de cinq (05) plantes pris aléatoirement avec deux répétitions.

D'après les résultats figure n°17 et le tableau n°12 (Annexe) on remarque que le nombre des femelles, le nombre des masses et indice de galles se suivent relativement (plantes 02,03,05 et 15) à l'exception du plante 13 qui peut être expliqué par l'échantillonnage pris dans le 01g de racine.

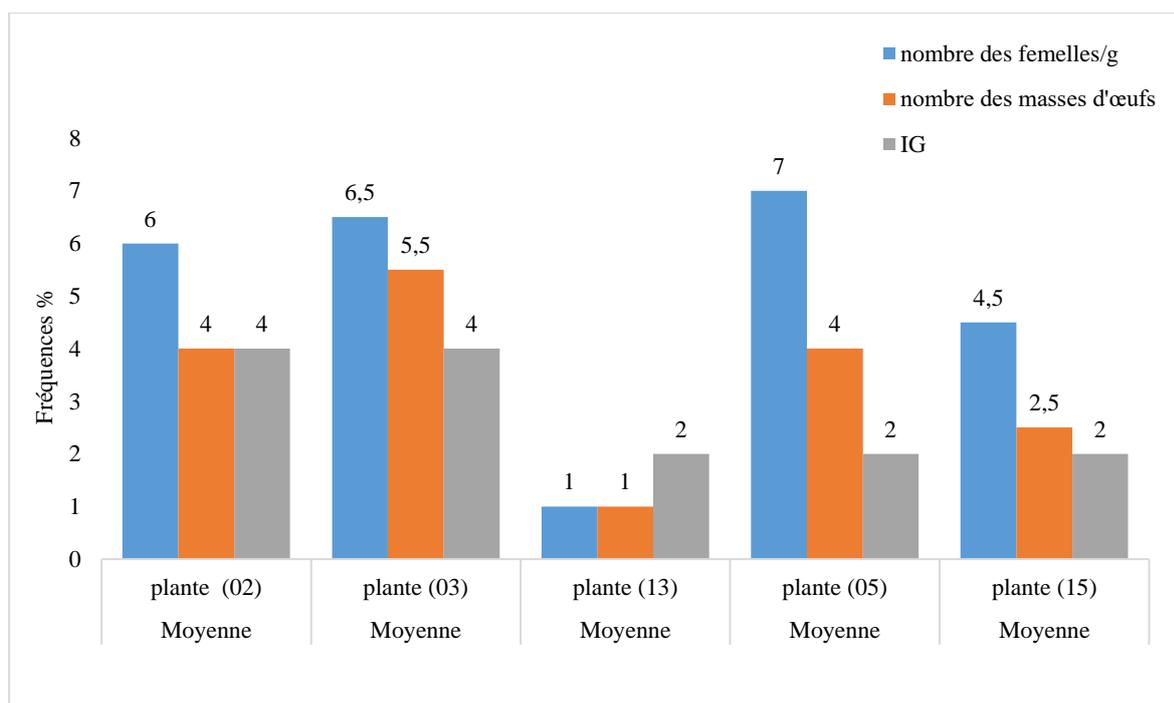


Figure n°17 : la moyenne de nombre des femelles et le nombre des masses par rapport l'indice de galles.

II.3.2. Dénombrement des œufs de *Meloidogyne* dans la culture de courgette dans un gramme d'échantillonnage

Afin de dénombrer les œufs (Fig n°19) par gramme de racine, les masses d'œufs et l'indice de galles, nous avons calculé la fréquence quantitative de cinq (05) plantes pris aléatoirement avec deux répétitions (Fig n°18) tableau n°13(Annexe).

On remarque que le nombre des œufs par gramme de racine et le nombre des œufs par masse d'œufs suit relativement l'indice de galles (plantes 02 et 03), et aussi que même si l'indice de galles est moyennement élevé, le nombre des femelles reste important (plantes 05 et 15) ce qui peut être expliqué que ces femelles n'ont pas été fécondés.

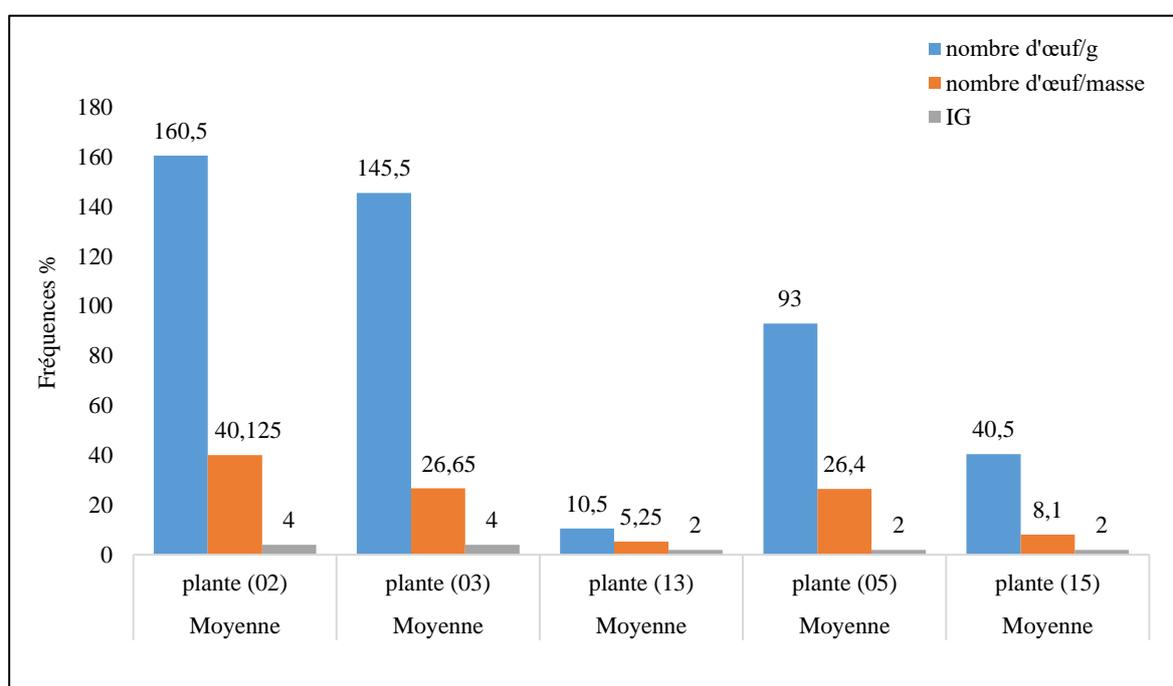


Figure n°18 : la moyenne de nombre d'œufs /gramme de racine et/ masse d'œufs par rapport l'indice de galles

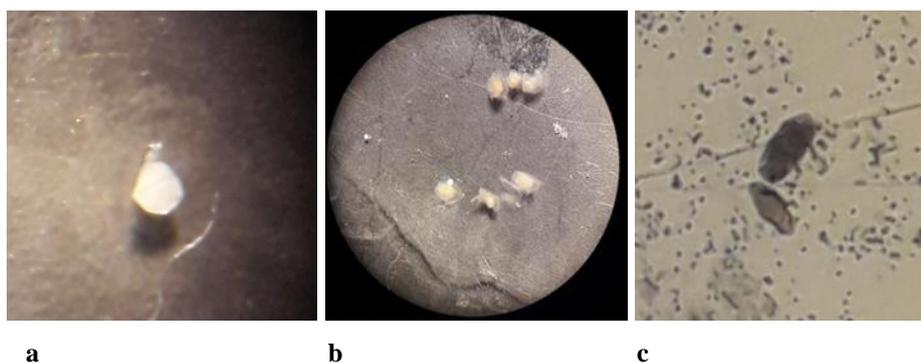


Figure n°19 : Extraction et dénombrement des femelles et des masses d'œufs

a : la femelle ; b : les masses d'œufs ; c : les œufs

II.4. Les analyses pédologiques

Les analyses pédologiques du sol sont effectuées au niveau du laboratoire de pédologie à l'université SAAD DAHLEB 1 (Annexe), les analyses étudiées sont :

a) L'humidité :

D'après les résultats de la figure n°20, cette dernière nous montre que les deux régions ont un sol moyennement humide qui varie entre 16,37% et 18,52% et que le sol de Nador est plus humide que le sol de Fouka.

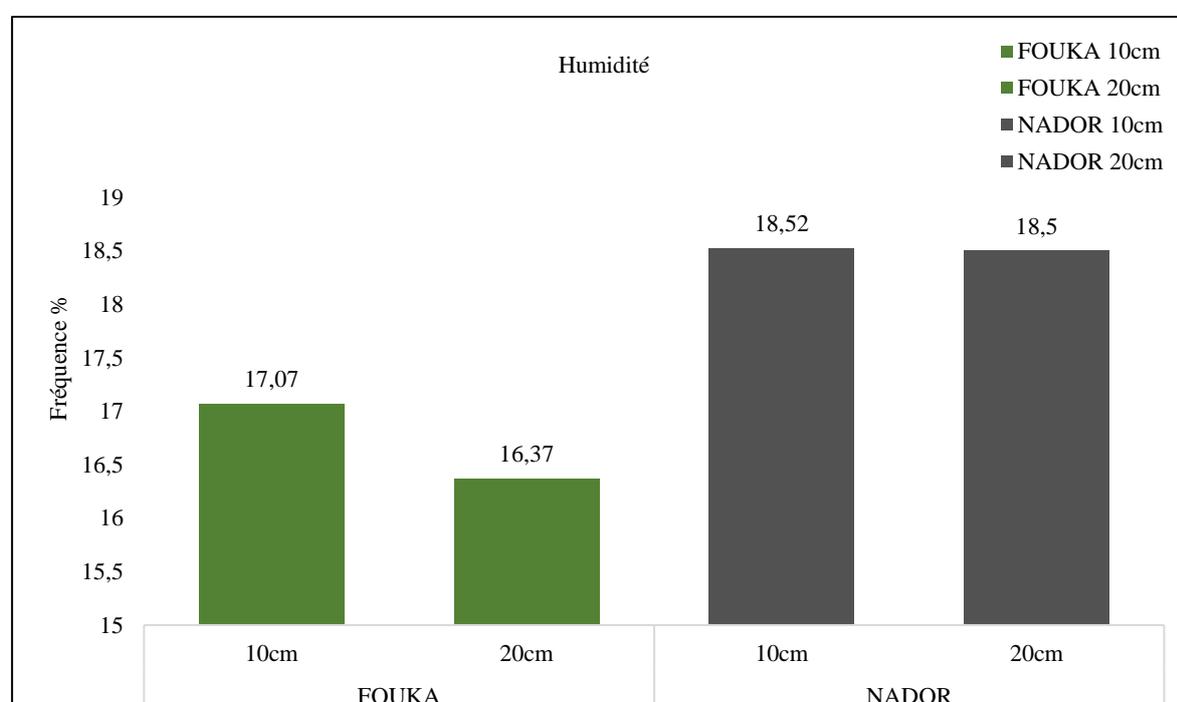


Figure n°20 : Humidité du sol dans les deux régions d'étude Fouka et Nador

b) La Conductivité :

D'après les résultat de la figure n°21 nous avons remarqué que la conductivité varie en profondeur dans la région et entre les région, notons que fouka présente une conductivité plus forte dans les 20cm (1.256 μ s).

c) pH :

Dans la figure n°22 nous avons constaté que dans les deux station d'étude (Fouka et Nador) le pH tend vers l'alcalin, il varie entre 7.37 et 7.39 pour la région de Fouka pour les profondeur 10cm et 20 cm respectivement et la région de Nador il est entre 7.12 et 7.06 pour les différentes profondeurs respectivement.

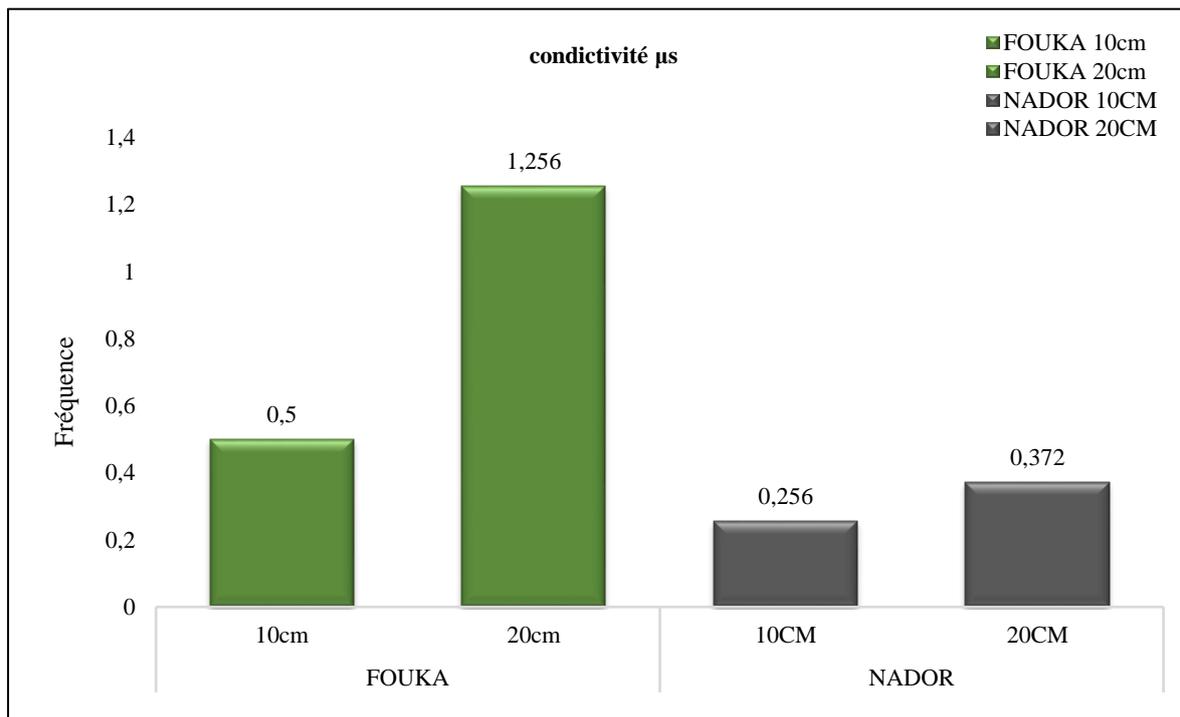


Figure n°21 : les valeurs de la conductivité électrique dans les stations d'étude Fouka et Nador

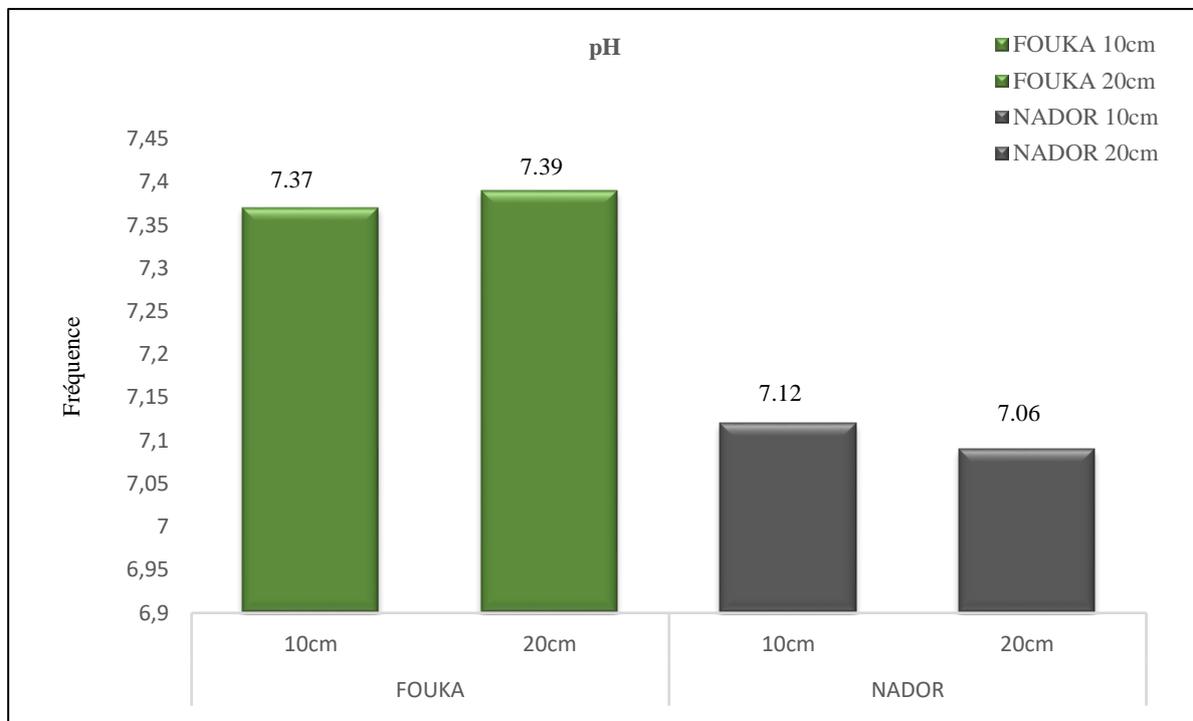


Figure n°22 : les valeurs du pH dans les stations d'étude Fouka et Nador

d) La matière organique :

D'après les résultats de la figure n°23 nous avons constaté que les deux régions d'étude ne présentent pas les mêmes taux de matière organique, la région de Nador est plus riche que Fouka, elle varie entre 8.99% et 8.56% dans les deux profondeurs 10 cm et 20 cm respectivement et que Fouka pour 10 cm elle est de 5.28% et de 2.64% pour les 20 cm, et cela peut s'expliquer par le fait que la région de Nador est nouvellement installée.

e) Le calcaire :

D'après les résultats de la figure n°24 nous avons enregistré que seulement la région de Fouka présente un sol calcaire, avec un taux de 5.28% pour les 10 cm et de 4.41% pour les 20cm de profondeur.

f) La texture :

D'après les résultats des analyses physico-chimiques (Tableau n°18 Annexe), on constate que le sol de la région de Fouka est argileux dans les deux profondeurs et le sol de la région de Nador est argileux à la profondeur de 10 cm et argileux-limoneux à 20 cm.

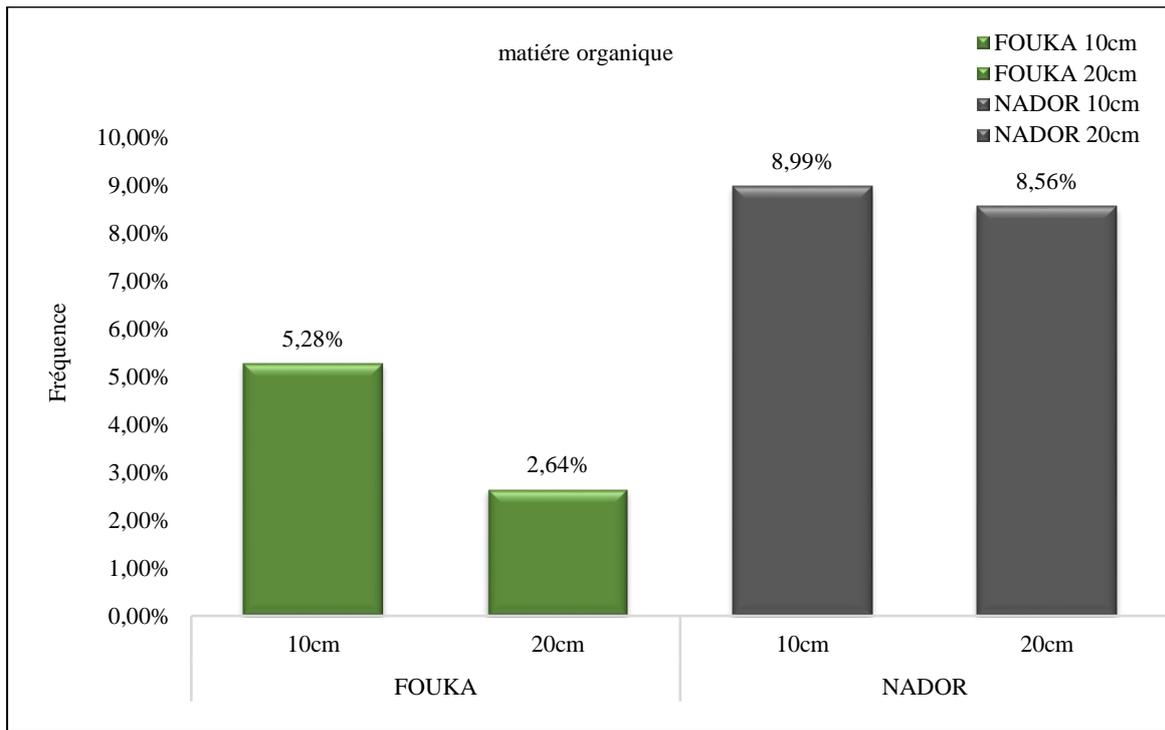


Figure n°23 : la matière organique dans les deux stations d'étude Fouka et Nador dans 10 cm et 20 cm de profondeur

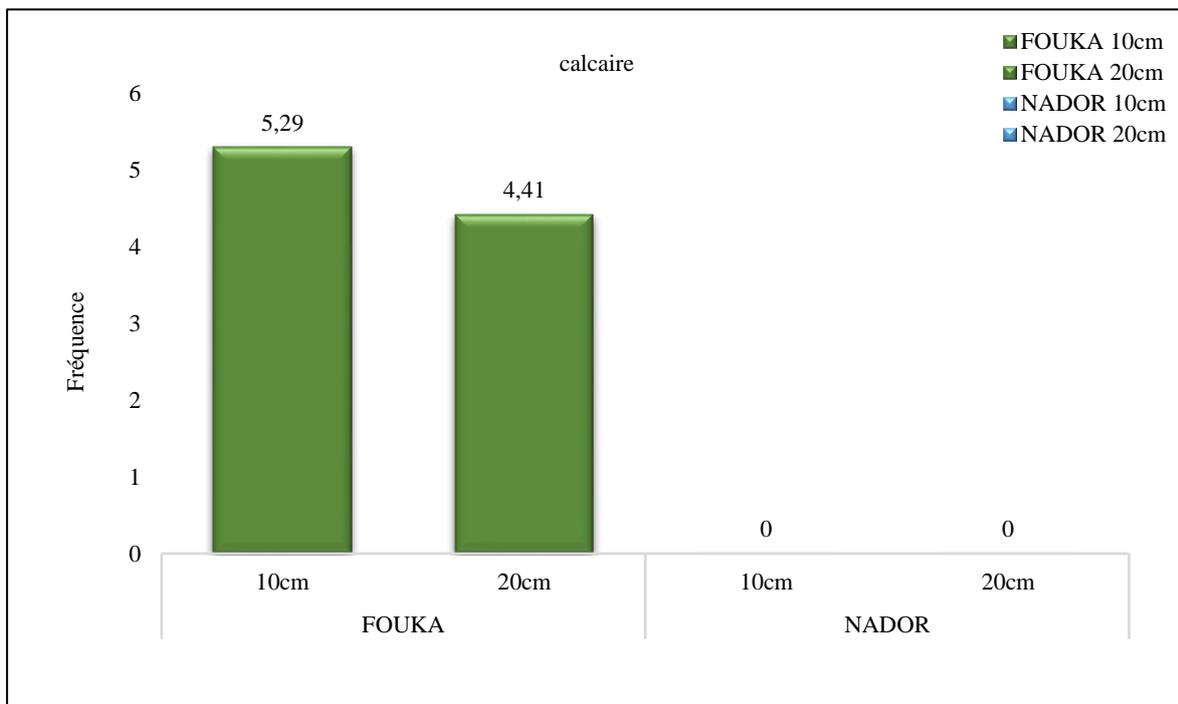


Figure n°24 : les valeurs du calcaire dans les stations d'étude Fouka et Nador dans 10cm et 20cm de profondeur

II.5. Les champignons nématophages prédateurs et parasites déterminés dans les deux régions d'études (Fouka et Nador)

D'après les différentes clés de détermination nous avons pu répertorier 04 genres de champignons nématophages (prédatrices et parasites) :

- **Dans la région de Fouka** : à 10cm de profondeur : 03 genres, *Arthrobotrys*, *Stylopage* et *Rhopalomyces* ; à 20cm de profondeur : 02 genres, *Rhopalomyces* et *Dactylaria*.
- **Dans la région de Nador** : à 10cm de profondeur : 02 genres, *Arthrobotrys* et *Rhopalomyces* ; à 20cm de profondeur : 03 genres, *Arthrobotrys*, *Stylopage* et *Rhopalomyces*.

II.5.1. Description des différents genres de champignons Nématophages

- ***Rhopalomyces*** : les conidies sont bicellulaires et solitaires. Ce genre possède des columelles. La partie inférieure du prophore montre la distribution des rhizoïdes (Barnett et Huntent, 1998). Quand ils germent les grandes spores produisent un système étendu (1 à 2mm de diamètre) (Philip, 2001).
- ***Arthrobotrys*** : c'est une espèce qui possède des chlamydospores produites par des filaments qui montrent la séparation de la paroi en couche interne et externe, la forme des conidies est bicellulaire et allongée (Buyck, 1986).
- ***Stylopage*** : C'est un genre de champignons prédateurs, qui caractérise par des conidies unicellulaires allongées. Il peut présenter des hyphes et des boutons adhésifs (Bamat et Hunter 1998).
- ***Dactylaria*** : C'est un genre de champignons prédateurs, présente des conidiospores plus ou moins érigés, simples, courts, parfois peu différenciés du mycélium, des hyalines, des 2 à plusieurs ; des cylindriques ou des clavés, parfois plus longs et célibataires au sommet ; saprophytes ou parasites sur les nématodes (Barnett et Huntent, 1998).



Arthrobotrys



Stylopage



Rhopalomyces



Dactylaria

Figure n°25 : différents genres de champignons nématophages prédateur et parasite dans les deux régions d'étude (originale, 2021).

II.5.2. Etude de la fréquence des champignons nématophages :

La fréquence des espèces présentées dans le sol étudié a été estimée par rapport à leurs présences dans les répétitions :

- Espèce présente dans une seule répétition = 25%
- Espèce présente dans deux répétitions = 50%
- Espèce présente dans trois répétitions = 75%
- Espèce présente dans quatre répétitions = 100%

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

A. Sol à 10cm de profondeur : (Figure n°26)

- **Région de Fouka** : trois genres de champignons ont été répertoriés : *Stylopaga* à 75 % suivi d'*Arthrobotrys* avec une fréquence de 25 % et *Rhopalomyces* à 12.5 %.
- **Région de Nador** : au niveau de cette région, deux genres sont présents : *Stylopaga* et *Rhopalomyces* avec 75% et 50% respectivement.

B. Sol à 20cm de profondeur : (Figure n°27)

- **Région de Fouka** : sur cette profondeur, cette région présente deux genres de champignons nématophages, *Arthrobotrys* et *Rhopalomyces* avec des fréquences de 75% et 25% respectivement.
- **Région de Nador** : de même 03 genres, *Stylopaga* à 100%, suivi de *Rhopalomyces* et *Arthrobotrys*, avec une fréquence de 25%.

On peut dire que les deux régions d'études et les différentes profondeurs présentent une diversité des champignons nématophages bien visible, nous remarquons que le genre *stylopaga* est le plus fréquent car ce genre présente un comportement prédateur envers les œufs des nématodes.

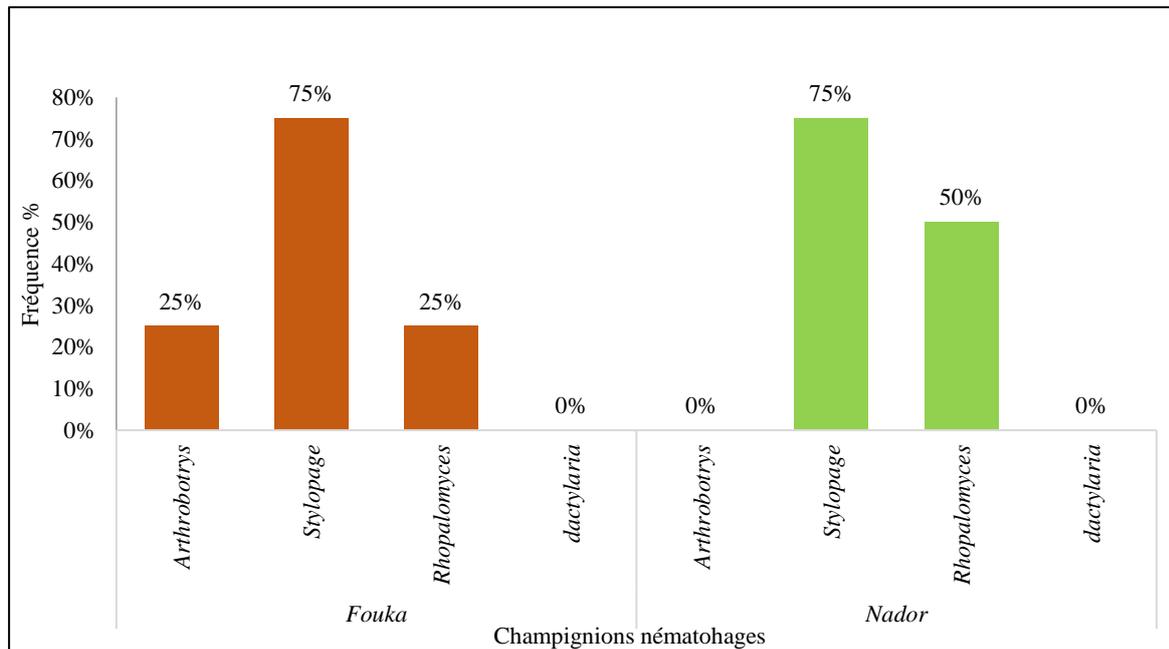


Figure n°26 : Fréquence de champignons nématophages dans les régions de Fouka et Nador dans 10cm de profondeur

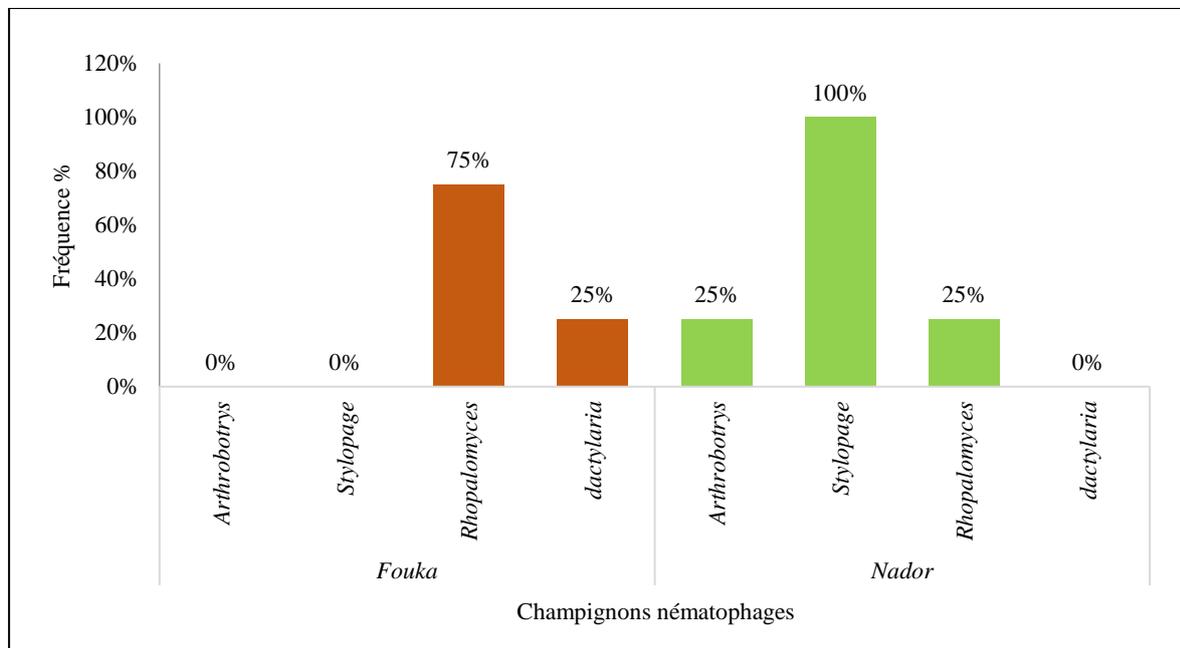


Figure n°27 : Fréquence de champignons nématophages dans les régions de Fouka et Nador dans 20 cm de profondeur

Discussion :

Le questionnaire nous a permis de constater que les deux régions utilisent des produits phytosanitaires (Propinebe, El mokap, Rivacol70, Hexizox, Valette, Maxil....) les engrais minéraux (N.P.K.SO₂), le fumier animal et l'irrigation ne se fait par goutte à goutte. Concernant l'attaque des *Meloidogyne* les deux régions ne présentent pas le même résultat, I.G. est de 2,81 pour Fouka et de 0 pour Nador ce qui ne veut pas dire que cette dernière est indemne c'est tout simplement que les serres sont nouvellement installées. Selon **B'CHIR, 1981** le seuil de nuisibilité chez les cucurbitacées est égal 2,5. Nous pouvons dire que malgré les degrés d'infestation variables, la courgette est une plante sensible à la *Meloidogyne*, cela peut être expliquées par :

- Le choix des parcelles de plantation.
- Les périodes de cultures.
- La période et la durée d'éclosion des masses d'œufs en diapause dans le sol.
- L'activité des larves infestantes dans le sol.
- Le degré d'infestation du sol par les *Meloidogyne* spp.

Nous pouvons dire aussi que les nématicides ont été utilisés sans tenir compte de l'état d'infestation du sol par les *Meloidogyne*, cela montre que l'intervention chimique dans les régions d'étude est systématique et anarchique. Cette dernière provoque un déséquilibre écologique de la faune du sol, d'après **DAVET, 1996**, la fumigation détruit indistinctement les parasites et les microorganismes utiles, et que l'utilisation des traitements nématicides cause une ré-contamination du sol, après cultures (**DALMASSO et MISSONNIER 1986**). Par exemple l'utilisation de Mocap à la volée, n'atteint que les couches superficielles du sol ce qui diminue son efficacité sur la nématofaune des couches profondes du sol. De ce fait, les cultures à système racinaire profond tel que la courgette n'échappent pas aux attaques de *Meloidogyne*. **B'CHIR (1981)** a montré que les variétés résistantes diminuent les populations des *Meloidogyne* et sont productives. Enfin, nous encourageons l'utilisation des variétés résistantes comme moyen de lutte contre ces nématodes. En effet, ce procédé peut se suffire parfois à lui-même (**DALMASSO et MISSONNIER, 1986**) ou bien utiliser dans les serres faiblement infestées (**B'CHIR et HORRIGUE, 1983**).

D'après l'étude pédologique des sols des deux régions, Les analyses concernant la texture montrent que la région du Fouka se caractérise un sol argileux dans les deux profondeurs 10 cm et 20 cm et Nador se caractérise par un sol argileux dans la profondeur 10 cm et un sol argilo-limoneux dans la profondeur 20 cm, d'après **BRAWN et SWAN (1974)** montrent que

les sols compacts limitent le développement des nématodes par manque d'aération, plus le sol est poreux, plus il est aéré cette aération favorise l'activité physiologique des nématodes (**VAN GUNDY, 1958**). Ce qui explique la faible activité des nématodes dans la région de Fouka. On a noté que les valeurs du pH dans les deux régions et les deux profondeurs, Fouka (10cm= 7,37 ; 20cm= 7,39) ; Nador (10cm= 7,12 ; 20cm= 7,06) sont des valeurs favorable pour le développement des *Meloidogyne*, d'après les différentes essais, il est montré que les champignons *Rhopalomyces* et *Stylopaga* se développe rapidement dans un pH neutre, alors que sa croissance est stoppée en pH acide (5,7) dans ce dernier cas le champignons n'est pas arrêté, il émet une légère frange mycélienne incapable de s'étendre (**CAYROL, 1983**). Concernant l'humidité du sol dans les deux régions Fouka et Nador à 10cm (17,07 et 18,52) respectivement et de même pour 20cm (16,37 et 18,50). D'après **ARRUFAT et al, (2006)**, il est possible que le fort taux d'humidité ne permette pas un bon développement de la microflore du sol. Ce qui explique le manque de diversité des espèces de champignons nématophages dans les deux régions où l'on voit que dans la région de Fouka la dominance de *Rhopalomyces* et la dominance de *Stylopaga* dans la région de Nador. La vitesse de croissance du champignon augmente entre les températures de 10°C à 25°C (optimum) puis régresse ensuite à 37°C, le champignon est tué mais se montre résistant au froid puisqu'il est capable de se développer normalement -18°C lorsqu'il est replacé dans les conditions thermiques favorables. (**CAYROL, 1983**).

Nous avons remarqué que les différentes régions prospectées présentent des champignons nématophages prédateurs et parasites du Genre : *Arthrobotrys*, *Dactylaria* *Rhopalomyces* et *stylopaga*. Les études montrent que la présence des champignons nématophages est naturelle (**CAYROL et al., 1992 ; BOUGUERRA 1993**). D'après (**SHERBER, 1995**) « ceux sont probablement des raisons chimiques qu'ils font que le champignon n'apparaît que là où les nématodes vivent », comme les nématodes sont présents sous différents stades larvaires et restent mobiles dans tout leur cycle de vie leurs antagonistes doivent produire des pièges (**KERRY, 1992**). Cette diversité mycélienne offre plusieurs types d'avantages. D'après **DOUMANDJI-NITICHE et DOUMANDJI, 1993** toutes les formes de la matière organique convient aux champignons nématophage à l'exception du compost urbain. Nous avons évalué l'hypothèse que la présence des champignons est liée à la richesse des sols en matière organique, les champignons nématophages utilisent la matière organique comme source d'énergie et élément constitutifs pour leur synthèse cellulaire et leur croissance (**LAROUCHE, 1993**). **LABORDE, DELMAS et HARDEMARE, 1968** signalent qu'un sol

riche en matière organique favorise le développement de la microflore. Selon **COOKE, 1968** la formation des champignons et la croissance mycélienne sont des processus qui réclament de l'énergie et cette énergie provient de la matière organique. Selon **NAMMOUCHI, 1968** les sols riches en matières organiques sont susceptibles d'héberger un nombre très important de champignons utiles surtout les nématophages. **MANKAU, 1962** a montré que le sol peut souvent contenir une substance qui inhibe la germination des spores et l'addition de matière organique végétale en décomposition suspend temporairement cette fongistase (**COOKE, 1964**). **KARMARREC, 1969** a développé cette étude pour conclure que les champignons prédateurs sont de faibles compétiteurs dans les sols et que leur aptitude à croître en phase saprophytique est minime.

Nous pouvons dire que certains nématicides tel que les fumigants peuvent stimuler la croissance des champignons auxiliaires. **COOKE, 1968** montre qu'un stimulus chimique particulier peut induire la croissance et la formation des pièges des champignons prédateurs. En outre, il sera intéressant de confirmer que la matière organique n'est pas à elle seule un moyen de survie des champignons, d'autres facteurs sont importants, (**TIETZ, 2001**), explique que le champignon antagoniste poussera dans le sol à condition de trouver le milieu propice à son développement, la présence d'autres microorganismes et de matière organique en voie de décomposition, (**CAYROL, 1983**) le développement des champignons se fait beaucoup mieux dans un fumier de bovin ou ovin que dans un humus de commerce.

Conclusion générale

L'étude de l'infestation de la culture de la courgette et le concombre par les nématodes à galles *Meloidogyne* nous a permis d'évaluer le degré d'infestation des variétés et de mettre en évidence les facteurs favorisant le développement de ces nématodes. La fréquence de l'infestation varie entre les deux cultures, cela dépend d'un facteur important qui est la résistance aux attaques de *Meloidogyne* d'une part, et la façon de l'utilisation des nématicides d'autre part. Enfin les études ont montré que les variétés résistantes diminuent les populations des *Meloidogyne* et sont productives. Enfin, nous encourageons l'utilisation des variétés résistantes comme moyen de lutte contre ces nématodes. En effet, ce procédé peut suffire parfois à lui-même ou bien utiliser dans les serres faiblement infestées

Les cultures de cucurbitacées (courgette et concombre) sont considérées comme des bonnes plantes hôtes pour les *Meloidogyne*. L'étude fait ressortir une variabilité de l'indice de galle (I.G) qui est égale à 2,81 pour la courgette et 0 pour le concombre. Les indices des galles estimés en fin de culture montrent que l'infestation ne dépasse pas le seuil de nuisibilité qui est égale à 2,5 pour les cucurbitacées, malgré l'utilisation des nématicides.

Dans notre travail, nous nous sommes orientés à l'étude des champignons utiles en fonction des caractères des sols, la matière organique, les types de conduite des cultures et les produits insecticides et nématicides et fongicide et acaricide utilisés. Nous avons pu répertorier 04 genres de champignons nématophages (prédatrices et parasites) : *Arthrobotrys* ; *Rhopalomyces*, *Dactylaria* et *stylopage*. Nous pouvons dire que les régions de Fouka et Nador présentent un certain nombre de champignons qui pourraient être utile en lutte biologique et aussi c'est une richesse locale.

Notons enfin que cette étude nous a permis de mettre en évidence et d'attirer l'attention sur l'opportunité de l'utilisation des champignons nématophages (prédateurs et parasites) en lutte biologique car cette dernière est un moyen susceptible de remplacer la lutte chimique. Il est indispensable de développer ces moyens de lutte car les nématicides chimiques représentent un danger pour l'environnement et même provoquent la résistance du nuisible.

*Les Références
Bibliographiques*

Références bibliographiques

1. **A.N.R.H., 2005** - *Inventaire des forages d'eau de la wilaya d'El Oued*. La Direction régionale Ouargla, Algérie, 17 p.
2. **ABATZIAN V., LIZOT J.F., COLLIN F. et BRUN L., 2003** - *Produire des semences de Courgette dans itinéraire Agrobiologique*. Ed. I.T.A.B., Paris, 4p.
3. **ABDESSEMED S., 2011**- *Evaluation de l'activité nématocide des extraits d'Ail Contre Meloidogyne incognita (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949(Nematoda : Meloidogynidae) sur la culture de Melon*. Thèse de master 2 en science de la nature et la vie spécialité phytopharmacie, université saad dahleb blida, Algérie, 120 p.
4. **AGROLIGNE, 2014**- *Marché des fruits et légumes en Algérie*.Ed. SIPSA, 14p.
5. **AHREN D. et TUNLID A., 2003**- Evolution of Parasitisme in Nematode-Trapping fungi. *The Journal of Nematology*, 35(2), pp. 194-197.
6. **ALLARD P. ,1976** - *Etude de l'agressivité de quelques champignons prédateurs vis – à vis des nématodes phytoparasites du genre Meloidogyne*. Mémoire de fin d'étude. I.NR.A. Antibes, 44 p.
7. **ALLILI C., 1986**- *Résultats préliminaires d'une enquête nématologique sur cultures maraîchères dans la région de Rouïba*. Thèse Ing. Agro. Inst. Nat.Agro, El-Harrach, Alger, 38 p.
8. **ANDRES A., 2003**- *Assessment report on Cucurbita pepo in European medicines agency*, Ed. Semen, 44 p.
9. **ANONYME,2020**-<https://www.bio-enligne.com/jardin-biologique/172-courgette.html>
Consulté le 14/04/2020.
10. **ANONYME,2020**-<https://www.istockphoto.com/fr/vectoriel/cycle-de-vie-de-la-plante-de-courgette-stades-de-croissance-de-la-graine-%C3%A0-la-gm1150097375-311224589>.
11. **ARRUFAT A., SINGER M., PANCHAUD-MIRABEL E., 2006** – *Evaluation du développement et de la suivie d'Arthrobotrys conoides en sol maraicher*. Ed. CIVAM BIO PO, 11p.
12. **B'CHIR M.M.et HORRIGUE N. ,1983** - *Etablissement d'un modèle expérimental pour tester l'efficacité des produits nématocides homologués sur les Meloidogyne associées à la culture de melon (Cucumis melo) sous abris serre*. Ed. Ann. I.N.R.A.T., vol.55, fasc.3. Ariana, 20 p.

13. **BACHELIER G., 1978-** *La faune des sols, son écologie et son action*. Ed. O.S.T.O.M., Paris, 400 p.
 14. **BARBARY A., 2014-** *Bases génétiques de la résistance vis à vis des nématodes du genre Meloidogyne chez le piment*. Thèse de biologie, mention biologie des interactions et écologie, Université de Nice Sophie-Antipolis. 507 p.
 15. **BERTRAND C., LIZOT J. et MAZOLLIER C., 2001-** Lutter contre les nématodes à galles en Agriculture biologique. *GRAB AVINON*, France, pp. 25-29.
 16. **BLANCARD D., 1988 -** *Les maladies de la tomate, observer, identifier, lutter*. Ed. I.N.R.A., Paris, 210 p.
 17. **BONNEMAISON L., 1961-** *Les ennemis animaux des plantes cultivées et des forêts*. Ed. Sep., vol 1. 605p.
 18. **BOUKORTT Y., 2016-** *Effets de la salinité sur les caractéristiques physico- chimique d'un sol du périmètre du Bas Cheliff et sur le comportement écophysologique de la courgette (Cucurbita pepo)*. Mémoire Master Gestion durable de l'environnement. Univ. Mosta., Algerie, 59p.
 19. **BROWN S.M. et SWAIN S.C., 1974** –Increase crop yields following application of *Bacillus penentrans* to field plots infested with *Meloidogyne incognita*. *Rev. SoilBiol. Chemist.*, Vol. 17, pp. 483-486.
 20. **CASAS-FLORES S. et HERRERA.ESTRELLA A., 2007-***Antagonism of plant parasitic Nematodes by Fungi*. In: *The mycota*. Ed. Kubicek C.P. Druzhinima I.S. Springer Berlin. Netherlands, pp.147-157.
 21. **CAYROL J.C, 1971 -** *Rôle des nématodes dans l'équilibre biologique des sols, influence des traitements nématocides*. Ed. A.C.T.A., Paris, 273 p.
 22. **CAYROL J.C.,1983-** La lutte biologique contre les nématodes au moyen d'*Arthrobotrys irregularis*. *Rev.Némato.*, Vol..6, n°2, pp.265-273.
 23. **CAYROL J.C., 1991 -** Propriétés nématocides de endomycorhizes à vésicules et arbuscles. *Rev Hort.*, n°321, pp. 33-42.
 24. **CAYROL J.C., CAPOROLINO D. et MATTEI P., 1992 -** La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *Rev. Hort.* n°287, pp.36-37.
- CHAUX. C.L et FOURY C.L., 1994 -** *Cultures légumières et maraîchère*. Tome III, légumineuses pot agères, légumes fruit. Ed. Lavoisier, Paris, 563p.

25. CHELLEMI D.O., OLSON S.M., MITCHELL D.J., SECKER I. et MCSORLEY R., 1997- Adaptation of soil solarization to the integrated management of soil-borne pests of tomato under humid conditions. *Phytopathology*, 87, pp. 250-258.
26. COOK R.C., 1968 - Succession of nematophagous Fungi during decomposition of organic matter in the soil. Ed. Nature, London, pp.197-205.
27. CORBAZ R., 1990 - Principes de phytopathologie et de lutte contre les maladies des plantes. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, 286p.
28. DACKMAN C. et NORDBRING-HERTZ B., 1985- Fungal parasites of the cereal cyst nematode *Heterodera avenae* in southern Sweden. *Journal of nematology*, 1(17), pp. 50-55.
29. DALMASSO A. et MISSONNIER J., 1986 - La lutte intégrée contre les nématodes des cultures : Intérêt des variétés résistantes. *Rev. Phytoma*, n°378, pp.13-16.
30. DAVET P., 1996 - Vie microbienne et production végétale. Ed. INRA, Paris, 383 p.
31. DE GUIRAN G. et NETCHER C., 1970- Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites de cultures tropicales. Chah. O.R.S.T.O.M., Ser. Bio., n°11, pp. 151-185.
32. DE GUIRAN G., 1979- A necessary diapause in root knot nematodes. Observation on its distribution and interference in *M.incognita*. *Rev de nématologie*, 2 (2), pp. 223-231.
33. DE GUIRAN G., 1983 - Les nématodes parasites des cultures en pays tempérés. Ed. littoral. S.A Beziers, France, 42 p.
34. DE GUIRAN G., 1983 - Nématodes, les ennemis invisibles. Ed. La Littorale S.A., France, 41p.
35. DI VITO M., CIANCIOTTA V. et ZACHEO G., 1991- The effect of population densities of *Meloidogyne incognita* on yield of susceptible and resistant tomato. *Nematol. Medit.* 19, pp. 265-268.
36. DIB H., 2010 - Rôle des ennemis naturels dans la lutte biologique contre le puceron cendré, *Dysaphis plantaginea* Passerini (Hemiptera aphididae) en vergers de pommiers. Thèse de doctorat : science agronomique. France, Université d'Avignon, 237p.
37. DJIAN-CAPORALINO C., ANTIPOLIS S., HOFFERLIN P., VILLENEUVE F., GOILLON C., JEANNEQUIN A.B., ROUSSILLON A., NAVARRETE M., MATEILLE T., TERRENTROY A. et SZILVASI S., 2018- les nématodes à galles *meloidogyne* spp. ed. infos ctifl., France, 24 p.

38. **DOMMERGUE S. Y. et MANGENOT F., 1970-** *Écologie microbienne du sol*. Ed. Masson et Cie, Paris, 796 p.
39. **DOUMANDJI-MITICHE B. DOUMADJI S.E., 1993-** *La lutte biologique contre les déprédateurs des cultures*. Ed. O.P.U. Alger, 94 p.
40. **EISENBACK J.D. et TRIANTAPHYLLOU H.H., 1991-** *Root-Knot Nematodes: Meloidogyne species and races*. In: *Manual of Agricultural Nematology*. Ed. Nickle W.R, New York, Chap. 6, 92 p.
41. **EISENBACK J.D., YANG B. et HARTMAN K.M., 1985** - Description of *Meloidogyne pinin*. sp., a root knot nematode parasitic on sand pine (*pinus clausa*), with additional notes on the morphology of *M. megatylo*. *journal of nematology*, 17, pp. 206-219.
42. **EL AKEL M., CHOUIBANI M. et KAACK H., 2001** - Protection intégrée en culture de tomate. *Integrated Pest Management Review*, 1, pp. 15-29.
43. **ELODIE N., 2016** - *Rôle des cytokines MIF dans l'interaction entre le puceron et sa plante hôte*. Thèse de doctorat : Interactions moléculaires et cellulaires. Nice : Université de Sophia-Antipolis, 107 p.
44. **ERARD P., 2002** - *La courgette*. Ed. Macon-Ctifl., Paris, 145 p.
45. **F.A.O., 1988** - *Culture protégée en climat méditerranéen*. Foods and Agriculture Org., 317 p.
46. **FELLER C., BLEIHOLDER H., BUHR L., HACK H., HESS M., KLOSE R., MEIER U., STAUSS R., VAN DEN BOOM T et WEBER E., 1995** - Phänologische Entwicklungsstadien von Gemüsepflanzen: II. Fruchtgemüse und Hülsenfrüchte. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd*, 47 (9), pp. 217-232.
47. **FERRIER J.D., 2005** - *Courgette protection sanitaire*. Ed. C.A.A., 5 p.
48. **GALLITELLI D., 2000** - The ecology of cucumber mosaic virus and sustainable agriculture. *Elsevier*, 71, pp. 9-21.
49. **GRUBBEN J.H., 2004** - Ressources végétales de l'Afrique tropicale 2. Légumes. Ed. Prota, France, 737 p.
50. **GURR S.J., MC PHRSON M.J. et BROWLES D.J., 1992** - *Molecular plant pathology. A practical approach*. Vol.I. Ed. The practical approach series. 216 p.
51. **HADAS R., KRITZMAN G., GEFEN T. et MANULIS S., 2001** - Detection, quantification and characterization of *Erwinia carotovora* ssp. *carotovora* contaminating pepper seeds. *Plant pathology*, 50, pp. 117-123.

52. **HYPPZ.,1998** - Nématodes à galles des racines. <http://www7.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/3melspp.htm> (consulté le 04 mars 2016).
53. **INRA., 2013** - *Botrytis cinerea*. Pers., (1794) *Moisissure grise*. Ed. I.N.R.A., 1 p.
54. **INRA., 2014** - *Podosphaera xanthii* (Castagne) U. Braun & Shishkoff *Golovinomyces cichoracearum* (DC.) V.P. Heluta, (1988) var. *cichoracearum* *Oidium* ou "blanc". Ed. I.N.R.A., 3 p.
55. **JAMES B., ATCHA-AHOWÉ C., GODONON I., BAIMEY H., GOERGEN G., SIKIRON R. et TOKYO M., 2010**- *Gestion intégrée des nuisibles en production maraichères : guide pour les agents de vulgarisation en Afrique de l'ouest*. Ed. (INTA), Nigeria, 43 p.
56. **JONSSON H.B. et LOPEZ-LLORCA L.V., 2001** - *Biology of nematophagous fungi*. In : *mycology : trichomycetes other fungal groups and mushrooms*. Ed. Misra J.K and Horn B.W., science publishers: pp.145-173.
57. **KATAN J., 1981** - Solar heating (solarisation) of soil for control of soilborn pests. *Phytopathology*, 19, pp 211-236.
58. **KERRY B., 1992** – Commande biologique des nématodes : perspectives et occasion. *Rev. Nematol.*, Vol.30, n°1, pp.172.
59. **LABORDE J., DELMAS J. et HARDEMARE G., 1968** - Note préliminaire sur quelques aspects de l'équilibre microbiologique des composts. *Mushroom science*, 7 : 187-203.
60. **LENDENMANN, J. 2013** - *La courge un légume aux multiples vertus*. Vista, pp. 4-5.
61. **LUC M., SIKORA R. A., BRIDGE J., 2005** - *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Ed. CTA.CABI Publishing, 492 p.
62. **MANKAU R., 1962** - Ecological relationships of precious fungi associated with Citrus nematode. *Phytopathology*, n°54, pp.14-35.
63. **MARTIH R. et MILLS A.H., 2002** - Nitrogen and potassium affect yield, dry weight partitioning, and nutrient use efficiency of sweet potato. *Soil Science and Plant Analysis*, 33, pp. 287-301.
64. **MATEILLE T., 1993**. La submersion des sols en bananeraie : une technique naturelle de lutte contre les nématodes phytoparasites. *Bulletin RADHORT*, 6, pp. 58-61.
65. **MOREAU B. et LETEINTURIER J., 1997** - *Protection phytosanitaire : légumes et petits fruits : lutte chimique - lutte biologique - lutte intégrée*. Ed. : Ctifl, Paris, 507 p.

- 66. NEBIH HADJ-SADOK D., BELKAHLA H et BELKACEM F., 2008** - Effet du filtrat de la culture de *Fusarium solani* sur la mortalité des œufs des *Meloidogyne incognita* et *Meloidogyne arenaria*. Séminaire National sur les interactions faune-flore et impact des changements globaux dans les espèces naturels et anthroposés. 2-3 Décembre 2008. Scientifiques et techniques phytosanitaires, El-Harrach.
- 67. NETSCHER G., 1965** - Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasite des cultures maraichères en Afrique Occidentale. Ed. P.O.R.S.T.O.M., Abidjan, Cote-d'Ivoire, 10 p.
- 68. NETSCHER C. et SIKORA R.A., 1990** - Nematode parasites of vegetable in plant-parasitic nematodes in subtropical agriculture. In: Luc M, Sikora RA, Bridge J. *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical Agriculture*. CAB International, London, pp.237-258.
- 69. PAPADOPOULOU, J. et TRIANTAPHYLOU, A.C., 1982** - Sex differentiation in *Meloidogyne incognita* and anatomical evidence of sex reversal. *Journal of nematology*, 14, pp. 549-566.
- 70. PHILIPS A.J.L., 1990** - The effects of soilsolarisation on sclerotial populations of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Pathology*, 39, pp. 38-43.
- 71. PITRAT M., 2003**- *Histoires de légumes : des origines à l'orée du XXIe siècle*. Ed. I.N.R.A., Paris, 403 p.
- 72. REDDY P.P., 1983** - *Plant nematology*. Ed. Agri.Publ. Acad, New Delhi, 287p.
- 73. REGAL M., 1995** - Composition des aliments. Ed. Mc Cance et Widdowson, 45 p.
- 74. ROULAN C., 1974** - *Cultures Maraichères Cucurbitacées*. Ed. Boulevard SAINT-GERMAIN, Paris, 129 p.
- 75. SARDANELLI K., SIGRST C.B., GRANDIEN K., JUNGBLUT B. et EIZINGER A., 1999** - *Nematologie*, Ed. CENTRE AGRHYMET, Niger, 54 p.
- 76. SCOTTO LAMASSESE C., 1961**- *Les nématodes des cultures : Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites en Algérie*. Journée d'étude et d'information. Versailles. pp.83-109
- 77. SHERBER C., 1995** – Champignons carnivores- Vue d'ensemble des espèces. *Rev. Das Taublatt*, n°33, 2p.
- 78. SI BENNASSEUR A., 2005** - *Référentiel pour la Conduite Technique de la courgette (Cucurbita pepo L.)*. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Maroc, 9 p.

- 79. SIDDIQUI Z. A. et IRSHADI M., 1996** - Biological control of plant parasitic nematodes by fungi. *Bioresource Technology*, 58, pp. 229-239.
- 80. SPICHTER R., SAVOLAINEN V., FIGEAT M., 2000**- *Botanique systématique des plantes à fleurs*. Ed. Presses polytechniques et Universitaires romandes, 2000,372 p.
- 81. STAPLETON J.J., 2000** - Soil solarisation in various agricultural production systems. *Crop Protection*,19, pp. 837-841.
- 82. STAR J.L., PERRY R.N. et MOENS M., 2009** - *Root-knot Nematodes*. Ed. Wallingford: CABI Publishing, 18 p.
- 83. TOKYO M., 2010** - *Gestion intégrée des nuisibles en production maraichères : guide pour les agents de vulgarisation en Afrique de l'ouest.*, Ed. Ibadan, Nigeria, 43 p.
- 84. TRIANTAPHYLLOU A.C. 1962** - Oogenesis in the root-knot nematode *Meloidogyne javnica*. *Nematologica*, 7, pp.105-113.
- 85. TRIANTAPHYLLOU A.C., 1960** - Sex determination in *Meloidogyne incognita* Chitwood,1949 and intersexuality in *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. *Annals of the institute of phytopathology Benaki*, 3 (1), pp. 12-31.
- 86. TRIANTAPHYLLOU A.C.,1979** - *Cytogenetics of root knot nematodes in: Lamberti, F and taylor, C.E. (eds) root knot nematodes (Meloidogyne species); systematics, biology and control*. Ed. Academic Press, London and New York, pp. 85-109.
- 87. TTIETZ J., 2001** - *Des champignons têtes de pont de l'agriculture biologique*. Ed. G.V.O.M., Costa Rica, 4 p.
- 88. VAN GUNDY S.D., 1985** - *Ecology of Meloidogyne spp Emphasis on environmental factor affecting survival and pathogenicity*. in: (*an advance treatise on Meloidogyne, Vol.I: Biology and control*), Ed. Sasser J.N, and Carter C.C., Raleigh N.C. State Univ. Graphies, pp. 177-182.
- 89. VILLENEUVE F. et DJIAN-CAPORALINO C.,2013** - *Les nématodes et les cultures légumières. La protection des cultures (2e partie)*. Infos-Ctifl, Mai 2013, n° 291, pp. 66-76.
- 90. WALLACE H.R., 1996** - *Nématologica in plant parasitic nematode. Morphology anatomic, taxonomic, ecology*. Ed. Acad. Press, Vol.1, London, pp. 236-253.

ANNEXE

Annexe

Tableau n°09 :

Questionnaire

Région :

Domaine :

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

Privé :

Nombre de serre :

Nature du sol :

Précédent cultural :

La culture en place :

La variété :

Méthodes culturales utilisées :

Principe de la désinfection des sols :

Produits utilisés :

Sur combien d'années :

Période d'utilisation du produit :

Matériel utilisé :

- Pal. Injecteur

- Pal. Inj. Tracté

- Seau

Ancienneté de la serre :

Irrigation utilisée :

La fertilisation :

Autres produits utilisés pour lutter contre d'autres maladies :

Tableau n°10 : les produits utilisés dans les deux régions (Fouka, Nador)

	Fongicide	Nématicide	Sulfat	Insecticide	Acaricide
Fouka	Propineb 70% Rivacol 70	El mocap	Bouillie bordelaise vallés		
Nador	Maxil Valette			Acepro	Hexizox



Figure n°28 : les produits phytosanitaires utilisées dans la serre du courgette (original, 2021)

a : propinebe (fongicide) ; b : rivacol (fongicide) ; c : bouillie bordelaise vallés (sulfate) ; d : el mokap (nématocide)



Figure n°29 : les produits phytosanitaires utilisées dans la serre du concombre (originale, 2021)

a : maxil (fongicide) ; b : valette (fongicide) ; c : hexizox (acaricide) ; d : acepro (insecticide)

Tableau n°11 : Présentation d'indice de galle et la moyenne IG dans les régions de Fouka et Nador

Les régions	Fouka			Nador
Nombre des plantes	Nombre de galles	Taille de galle	Indice de galles	Indice de galle
1	108	Petite	2	0
2	41	Grosse	4	0
3	241	Grosse	4	0
4	108	Petite	3	0
5	321	Petite	3	0
6	65	Petite	3	0
7	90	Petite	3	0
8	107	Petite	2	0
9	97	Petite	3	0
10	132	Petite	3	0
11	117	Grosse	4	0
12	112	Petite	3	0
13	67	Petite	2	0
14	64	Petite	2	0
15	72	Petite	2	0
16	77	Petite	2	0
IGM		113,6875	2,8125	0



Figure n°30 : les symptômes et les dégâts de *Meloidogyne* spp (Original, 2021)

a : sur les racines ; b : sur les feuilles

Tableau n°12 : Le nombre des femelles et le nombre des masses d'œufs de 1g par plante par répétition

Nombre des plantes	IG	Répétition	Nombre des femelles /g de racine	Nombre des masses d'œufs
Plante (02)	4	R1	6	4
		R2	6	4
LA MOYENNE			6	4
Plante (03)	4	R1	7	5
		R2	6	6
LA MOYENNE			6,5	5,5
Plante (13)	2	R1	2	2
		R2	0	0
LA MOYENNE			1	1
Plante (05)	2	R1	8	5
		R2	6	3
LA MOYENNE			7	4
Plante (15)	2	R1	9	5
		R2	0	0
La moyenne			4,5	2,5

Tableau n°13 : le nombre des œufs/ 1g de racine / masse d'œuf

Nombre des plantes	IG	Répétition	Nombre d'œuf/g de racine	Nombre d'œuf /masse d'œuf
Plante (02)	4	R1	288	72
		R2	33	8,25
MOYENNE			160,5	40,125
Plante (03)	4	R1	144	28,8
		R2	147	24,5
MOYENNE			145,5	26,65
Plante (13)	2	R1	21	10,5
		R2	0	0
MOYENNE			10,5	5,25
Plante (05)	2	R1	102	24,8
		R2	84	28
MOYENNE			93	26,4
Plante (15)	2	R1	81	16,2
		R2	0	0
MOYENNE			40,5	8,1

Tableaux n°14 : identification des champignons Nématophage dans les régions d'études

N° de Boite	Fouka 10cm	Fouka 20 cm	Nador 10cm	Nador 20cm
1	<i>Stylopage</i> ×10	<i>Rhopalomyces</i> ×10	<i>Rhopalomyces</i> ×10 <i>Stylopage</i> x10	<i>Stylopage</i> ×10 <i>Arthrobotrys</i> ×25
2	<i>Stylopage</i> ×10 <i>Arthrobotrys</i> ×25	<i>Rhopalomyces</i> ×10	<i>Stylopage</i> ×10	<i>Rhopalomyces</i> ×10 <i>Stylopage</i> ×10 <i>Stylopage</i> ×10
3	<i>Rhopalomyces</i> ×10	<i>Rhopalomyces</i> ×10	<i>Stylopage</i> ×10	<i>Stylopage</i> ×10
4	<i>Stylopage</i> x10	<i>Dactylaria</i> ×10	<i>Rhopalomyces</i> ×10	<i>Stylopage</i> ×10

Tableaux n°15 : les fréquences des champignons nématophages

Région	Espèce dans10cm	Fréquence%	Espèces dans20cm	Fréquence%
Fouka	<i>Arthrobotrys</i>	25%	<i>Arthrobotrys</i>	0%
	<i>Stylopage</i>	75%	<i>Stylopage</i>	0%
	<i>Rhopalomyces</i>	25%	<i>Rhopalomyces</i>	75%
	<i>Dactylaria</i>	0%	<i>Dactylaria</i>	25%
Nador	<i>Arthrobotrys</i>	0%	<i>Arthrobotrys</i>	25%
	<i>Stylopage</i>	75%	<i>Stylopage</i>	100%
	<i>Rhopalomyces</i>	50%	<i>Rhopalomyces</i>	25%
	<i>Dactylaria</i>	0%	<i>Dactylaria</i>	0%

Tableau n°16 : Classification des champignons nématophage prédateur et parasite des nématodes répertoriés

Mode de vie	Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre
Prédateur	Fungi	Zoopagomycota	<u>Zoopagomycotina</u>	<u>Zoopagales</u>	<u>Zoopagaceae</u>	<i>Stylopage</i>
Parasite des œufs	Fungi	Zygomycota	zygomycetes	mucorales	mucoralaceae	<i>Rhopalomyces</i>
Prédateur	Fungi	Denteromycota	Denteromycetes	Moniliales	Moniliaceae	<i>Arthrobotrys</i>
Prédateur	Fungi	Denteromycota	Denteromycetes	Moniliales	Moniliaceae	<i>Dactylaria</i>

Les analyses pédologiques :

1) L'humidité :

a) Matériels utilisés :

- Les échantillons des sols.
- Balance de précision.
- Les capsules.
- Les étiquettes.
- Etuve.
- Les sacs en plastiques.
- Une cuillère.
- Papier.
- Mortier et pilon.
- Tamis.

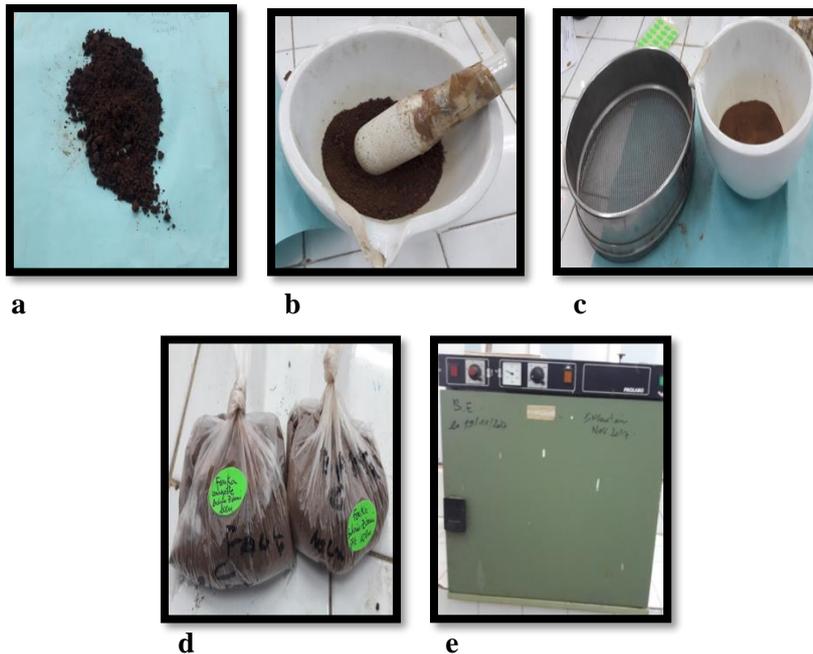


Figure n°31 : les matériels utilisés pour l'évaluation de l'humidité
a : séchage du sol ; b : mortier et pilon pour le broyage ; c : tamisage ; d : le sol tamisé ;
e : l'étuve

a) **Méthode de travail :**

Prélever 20g de chaque échantillon (4 échantillons) en le pesant à l'aide d'une balance dans les capsules mais avant ça nous avons pris en compte le poids des capsules pour les calculs et puis mettre dans l'étuve pendant 24h

2) **La matière organique :**

a) **Matériels utilisées :**

- Balance de précision.
- L'eau distillée.
- Plate chauffante.
- Papier.
- Solution d'acide sulfurique(H_2SO_4).
- Solution bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$).
- Solution fluorure de sodium NaF.
- Diphénylamine.
- Solution sel de MOHR 0.2N.
- Fiole.
- Eprouvette graduée.
- Verre de montre.
- Entonnoir
- Burette+support.
- Erlenmeyer



a

b

c



d



e



f



g



h

Figure n°32 : les matériels utilisés pour l'analyse de la matière organique
a : le balance de précision ; b : les erlenmeyers ; c : la solution H₂SO₄ ; d : la solution K₂Cr₂O₇ ; e : la plaque chauffante ; f : les matériels utilisées pour le titrage ; g : sel de MOHR h : burette + support

b) Méthode de travail :

Dans les erlenmeyers pour les 4 échantillons, mettre successivement :

- 2g du sol de chaque échantillon
- 10ml de la solution de bichromate de potassium $K_2Cr_2O_7$
- 15ml d'acide sulfurique concentré

Couvrir chaque erlenmeyer d'un verre de montre pour éviter les vapeurs et les mettre dans la plate chauffante $70^\circ C$

- porter à l'ébullition, la durée d'ébullition est de 5min après la formation de la première goutte de condensation.
- laisser refroidir et ajouter 150ml d'eau distillée, homogénéiser.

Pour titrer :

- prélever 20ml de chaque solution qu'on introduit dans un ballon dans un ballon de 250ml contenant 150ml de l'eau distillée.
- ajouter 3-4 gouttes de diphénylamine (indicateur faisant passer la solution du brun violacée au bleu verdâtre en présence d'un excès de sel réducteur).
- ajouter 5ml de la solution de NaF à 3%.
- titrer avec la solution de sel de MOHR 0,2N.
- noter le volume n' de sel de MOHR utilisé pour obtenir le virage au bleu verdâtre.

3) pH/conductivité :

a) Matériels utilisés :

- Balance.
- Les capsules.
- Eprouvette graduée.
- Entonnoir.
- Flacons.
- Agitateur.
- Les échantillons du sol.

- L'eau distillée.
- Papier filtre.
- Ph mètre.
- Conductimètre.

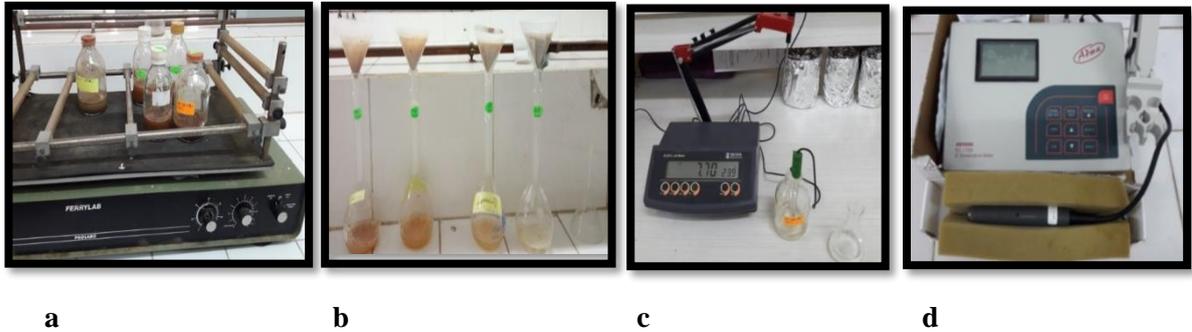


Figure n°33 : mesure de pH et la conductivité

a : l'agitateur ; b : les ballons + les entonnoirs ; c : pH mètre ; d : conductimètre

b) La méthode de travail :

Dans les 4 fioles :

- Peser 20 g du sol de chaque échantillon par la balance.
- Ajouter 50 ml de l'eau distillée pour chacune.

Et mettre les solutions de chaque échantillon dans leurs propres flacons qui sont étiquetés.

Et puis laisse-les dans l'agitateur pendant 30 minutes

Après 30 minutes filtrer les solutions par papier filtre installé dans l'entonnoir et ce dernier placé dans le ballon et laisse égoutter complètement jusqu'à obtenir une solution filtrer et ainsi de suite avec le reste des solutions

Ensuite, il peut être mesuré le pH par pH mètre et la conductivité par conductimètre

4) Granulométrie :

a) Matériels utilisés :

- Balance.
- Les échantillons du sol.
- Une cuillère.
- Plaque chauffante.
- L'eau oxygénée H_2O_2 .
- Becher.
- Tamis (2mm, 0.2mm).
- Les flacons.
- Pissette.
- L'eau distillée.
- Acide chlorhydrique HCL.
- Ammoniaque pure.
- Solution d'hexametaphosphate de sodium $Na_6P_6O_{18}$.
- Agitateur.
- Les capsules.
- Etuve.

b) Méthode de travail :

Le sol séché à l'air libre, broyé et tamisé à 2 mm peut conserver une humidité résiduelle, exclusivement hygroscopique qu'il faut déterminer après dessiccation à l'étuve à $105^{\circ}C$ de 5-10 ou 20g selon la capacité de rétention en eau du sol.

1. Destruction de la matière organique

- Peser 20g de sol tamisé à 2 mm et les mettre dans un bécher.
- Ajouter 50ml d' H_2O_2 à 20 volumes.
- Porter au bain-marie ou sur une plaque chauffante à une température de $85-90^{\circ}C$ jusqu'à disparition de l'effervescence.

Après cessation de l'effervescence, chauffer encore pendant deux minutes pour éliminer H_2O_2 en terminant par 10 minutes d'ébullition.

Vérifier l'absence de H_2O_2 par $KMnO_4$ à la touche, laisser refroidir.

2. Décarbonatation :

- Ajouter 100ml d'une solution d'HCL préparé à partir d'HCL 12N, ce volume doit renfermer (3,3% $CaCO_3$) ml d'HCL 12N.
- Porter à l'ébullition pendant 15 minutes et laisser refroidir.

- Ajouter de l'eau distillée jusqu'au $\frac{3}{4}$ du bécher, agiter et laisser décanter.
- Siphonner le liquide clair en évitant les pertes de particules.
- Effectuer environ trois lavages par décantation avec 400 à 500 ml d'eau distillée.
- Faire le test avec AgNO_3 dans les eaux de lavage contrôler la complète élimination d'HCL.

Pour la décalcification de l'échantillon 100 ml de KCL 0,1N autant de fois si nécessaire, laisser déposer puis décanter sur filtre, répéter l'opération deux autres fois.

- Faire passer toute la terre sur le filtre à l'aide d'un jet de KCL 0,1N après la troisième décantation.
- Continuer le lavage avec KCL N/100 jusqu'à avoir 400 à 500 ml de filtrat.

3. Dispersion :

- Transvaser la terre dans un flacon d'un litre à col large d'eau distillée sans dépasser le volume de 500ml.
- Ajouter 40 ml de la solution dispersant d'héxamétaphosphate de sodium.
- Ajouter 1 ml d'ammoniaque pure.
- Agiter mécaniquement à l'agitateur rotatif pendant 2 heures.

4. Séparation des fractions granulométriques :

La suspension est transvasée dans une allonge d'un litre, après plusieurs rinçages du flacon d'agitation, on complète à volume avec l'eau distillée. Les différentes particules se sédimentent plus ou moins rapidement selon leur diamètre.

5) Calcaire :

a) Matériels utilisés :

- Balance de précision.
- Capsules.
- Les échantillons du sol.
- Acide chlorhydrique (HCL).
- Calcimètre de Bernard



Figure n°34 : calcimètre de bernard

b) La méthode de travail :

L'examination de 1g de toutes les échantillons par ajout de l'acide chlorhydrique (HCL) il a été constaté qu'il n'y a pas des réactions dans les échantillons de la région de nador, mais des réactions ont été observées dans les échantillons de la région de fouka

- Peser 0.5 g des échantillons de la région fouka pour chaque deux horizon (10 cm-20 cm).
- Mettre le premier échantillon dans un erlenmeyer.
- Coller une boulette de pate à modeler sous le petit tube.
- A l'aide d'une pipette verser dans le tube de l'HCl assez concentré.
- A l'aide d'une grosse pince, mettre en place le tube dans l'erlenmeyer
- Boucher l'erlenmeyer.
- Modifier la hauteur de l'ampoule de manière à ce que l'eau soit au même niveau dans l'ampoule et le tube gradué.
- Le contenu de l'erlenmeyer sera alors à la pression atmosphérique.
- Incliner l'erlenmeyer afin de faire couler l'acide sur l'échantillon.
- Reposer l'erlenmeyer et attendre la fin de l'effervescence.
- La pression dans le tube gradué est alors supérieure à la pression atmosphérique.
- Il convient de rétablir la pression atmosphérique en descendant l'ampoule jusqu'à obtenir le même niveau dans l'ampoule et tube.
- Le CO₂ dégagé est maintenant à pression atmosphérique.
- Ouvrir l'erlenmeyer ; ajouter un peu d'acide sur l'échantillon. Vérifier que l'acide était bien en excès et que tout le CaCO₃ a été attaqué.

Tableau n° 17 : les analyses pédologiques

Les régions	Cconductivité	Température	pH	MO	Calcaire	Humidité
Fouka 10cm	0,500μs	25°C	7,37	5,28%	5,29%	17,07
Fouka 20cm	1,256μs	25°C	7,39	2,64%	4,41%	16,37
Nador10cm	0,256μs	25°C	7,12	8,99%	/	18,52
Nador 20cm	0,372 μs	25°C	7,06	8,56%	/	18,50

Tableau n°18 : l'analyse granulométrique

Les types	Fouka10cm	Fouka 20 cm	Nador 10cm	Nador 20cm
sable	3,56%	7,93%	2,63%	2,52%
Argile	68,80%	61,13%	75,31%	42,20%
Limon	27,64%	30,94%	22,06%	51,28%

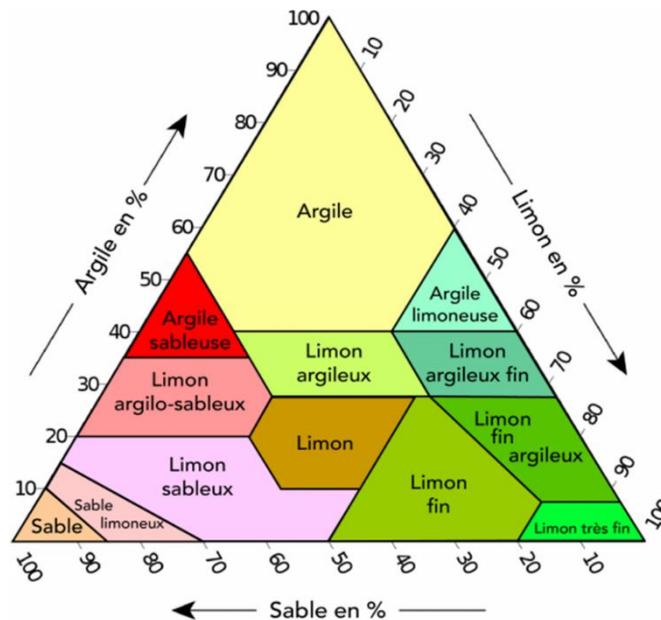


Figure n°35 : Triangle de la granulométrie([parlonsscience.ca/ressources pédagogiques/ documents-dinformation/science-du-sol](http://parlonsscience.ca/ressources_pédagogiques/documents-dinformation/science-du-sol))

