

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE SAAD DAHLEB BLIDA 1
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOTECHNOLOGIE



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master Académique
en sciences de la nature et la vie

Spécialité : Phytopharmacie appliquée.

**Effet d'un inoculum de *Meloidogyne sp* sur le
comportement de deux variétés de cultures maraîchères
sous serre.**

Présenté et soutenu publiquement par :

Melle. CHEBLI Naila Rym

Le 19/09/2015

Devant les membres de jury composé de :

Mme NEBIH D.	M.C.B	U.S.D.B.1	Présidente
Mme SABRI K.	M.A.A	U.S.D.B.1	Promotrice
Mme DJENNAS K.	M.A.A	U.S.D.B.1	Examinatrice
Mme SAFFIDINE F.	DOCTORANTE	U.S.D.B.1	Examinatrice

Blida 2014 /2015

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier avant tout dieu le tout puissant de m'avoir accordé la force et la patience pour accomplir ce modeste travail.

Ma profonde gratitude s'adresse tout d'abord à :

Mme SABRI K. d'avoir accepté de m'encadrer et de diriger ce travail et surtout pour ses conseils et ses encouragements, sa compréhension et ses qualités humaines.

Ma reconnaissance va également à Mme NEBIH D. pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de présider le jury et pour ses contributions scientifiques ainsi que ses rapports humains dans le suivi de ce modeste travail ont été d'une qualité supérieure et fructueuse.

J'adresse mes vifs remerciements à Mme SAFFIDINE F et Mme DJENNAS K. pour avoir eu l'amabilité d'accepter volontairement et aimablement d'examiner et de juger ce travail.

Ma profonde gratitude va également à Mme DJEMAI Y, technicienne du laboratoire de Zoologie pour sa disponibilité et pour le temps consacré, au technicien du laboratoire de virologie Mr BOUARAR W. ainsi qu'à Mme KESRI S. technicienne du laboratoire microbiologie et toutes les personnes ayant participé de loin ou de près à la réalisation de ce travail.

Je remercie sincèrement mes très chers parents, qui ont toute ma gratitude pour leur sacrifice éternel, et qui ont fait tout leur possible pour la réussite de mes études.

Je remercie mon très cher ami fares pour son aide durant tout mon travail.

Et enfin je remercie de tout mon cœur tous les profs de la spécialité phytopharmacie et les étudiants de ma promotion, et plus particulièrement ceux avec qui j'ai partagé cette période de formation au Laboratoire de zoologie et virologie.



Melle Chebli naila rym.

Dédicace

*Je dédie ce modeste travail à :
Mes aimables et honorables parents*

Mon agréable frère Dhaya el dinne

Ma petite sœur Yasmine

Ma grand-mère

Et a toute ma famille

Et mes très chers amis



Chebli naila rym.

Effet d'un inoculum de *Meloidogyne* spp sur le comportement de Cultures maraichères sous serre.

RESUME

Les nématodes à galles (*Meloidogyne* spp.) sont des ravageurs telluriques très polyphages particulièrement préoccupants pour les cultures maraichères.

Dans le contexte de l'interdiction programmée des nématicides chimiques, la résistance variétale est à l'heure actuelle l'alternative la plus sûre, la plus rentable et la moins polluante pour réduire les populations de nématodes phytophage sous leur seuil de nuisibilité.

Notre travail de recherche vise la résistance des cucurbitacées aux nématodes à galle *Meloidogyne*. Nous avons choisis deux variétés à savoir variété de concombre et variété courgette de quarantaine.

Les résultats obtenus montrent que les deux variétés sont sensibles à l'attaque des *Meloidogyne* spp. A voir l'indice de galle qui est de 2,5 pour le concombre et de 1,5 pour courgette de quarantaine.

Nous avons constaté que concombre est plus sensible que la courgette.

Mots clés : *Inoculum, Meloidogyne sp, Culture maraichère, Sous serre, Cucurbitacées.*

Effect of inoculum of *Meloidogyne spp* behavior vegetables production greenhouse.

ABSTRACT

Nematodes (*Meloidogyne spp.*) Are very polyphagous pests telluric particular concern for vegetable crops.

In the context of the planned ban on chemical nematicides, varietal resistance is at present the alternative safest, most cost effective and cleaner to reduce nematode populations phytophage under their harmfulness threshold.

Our research aims cucurbit resistance to root-knot nematodes *Meloidogyne*. We have selected two varieties to see variety of cucumber and zucchini variety quarantine.

The results obtained show that the two varieties are susceptible to attack by *Meloidogyne spp.* To see the index of galls, which is 2.5 for cucumber and zucchini 1.5 forty.

We found that cucumber is more sensitive than zucchini.

Keywords: *Inoculum, Meloidogyne sp, vegetables production, Greenhouse, Cucurbitaceae.*

ملخص

تأثير لقاح *Meloidogyne sp* على سلوك محاصيل الخضروات تحت البيوت البلاستيكية

الديدان الخيطية ذات العقد آفات متعددة العائل من أهم أنواع الديدان الطفيلية الأكثر ضرراً خاصة بمحاصيل الخضروات في سياق الحضر المزمن على الكميائية و مقاومة الاصناف هي في الوقت الحاضر اسلم بديل معظم فغالة من حيث التكلفة و اكثر نظافة للحد من السكان الخيطية تحت عتبة ضررها و يهدف بحثنا لمقاومة القرعيلت لديدان الخيطية لذلك اخترنا نوعين من الخضروات الخيار و الكوسة اظهرت النتائج انهما من اكثر الاصناف عرضة للهجوم من قبل تعقد الجذور حيث ان مؤشر تعقد الجذور للخيار و الكوسة حيث وجدنا ان الخيار اكثر حساسية من الكوسة

كلمات البحث

قرعيات , البيوت البلاستيكية , محاصيل الخضروات , الديدان الخيطية , لقاح

Sommaire

REMERCIEMENTS

DIDCACES

RESUME

ABSTRACT

الملخص

SOMMAIRE

LISTE D'ABREVIATIONS

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION.....1

PARTIE I : BIBLIOGRAPHIE

CHAPITRE I : Données bibliographiques sur le genre

<i>Meloidogyne</i> spp.....	3
I.1 Généralité sur les <i>Meloidogyne</i>	3
I.2 Position systématique.....	3
I.3 Caractères morphologiques.....	3
I.4 Cycle de développement	6
I.5 Symptômes et dégâts sur cultures	7
I.5.1 Symptômes des <i>Meloidogyne</i>	7
I.5.1.1 Symptômes sur la partie aérienne.....	7
I.5.1.2 Symptômes sur la partie souterraine.....	8
I.5.2 Dégâts des <i>Meloidogyne</i>	9
I.6 Les facteurs qui influent sur le développement des <i>Meloidogyne</i>	9

I.6.1	Facteurs abiotiques.....	9
I.6.2	Facteurs biotiques.....	11
I.7	Influence des facteurs biotiques et abiotiques sur <i>Meloidoayne</i> spp.....	11
I.7.1	Influence des facteurs biotiques.....	11
I.7.1.1	Interaction plante sensible- <i>Meloidogyne</i>	11
I.7.1.2	Interaction plante résistante- <i>Meloidogyne</i>	12
I.7.2	Influence des facteurs abiotiques	12
I.7.2.1	Sur les œufs	12
I.7.2.2	Sur les juvéniles de deuxième stade.....	13
I.8	Seuil de nuisibilité	13
I.9	Méthodes de lutte contre <i>Meloidogyne</i> sp	13
I.9.1	Méthodes chimiques.....	14
I.9.2	Méthodes physiques.....	14
I.9.3	Méthodes culturales	15
I.9.4	Méthodes biologiques.....	16
I.10	Plante résistante	16
I.11	Utilisation des variétés résistances pour la lutte contre les <i>Meloidogyne</i>	17
 CHAPITR II : Plante hôte les cucurbitacées		18
II .1	Les cucurbitacées.....	18
II.1.1	Généralité sur la courgette de quarantaine.....	18
II.1.1.1	Caractéristiques botaniques	18
II.1.1.2	Exigences pédoclimatiques.....	18
II.1.2	Généralité sur le concombre.....	19

II.1.2.1	Morphologie	19
II.2	Importance économique des cucurbitacées dans le monde.....	21
II.3	Les maladies des cucurbitacées.....	21

PARTIE II : TRAVAIL EXPERIMENTAL.....27

CHAPITRE I : Matériel et méthodes.....27

I.1	Les objectifs.....	27
I.2	Présentation de la zone d'études	27
I.3	Matériel végétal	28
I.4	le sol.....	28
I.5	Matériel animal végétal.....	28
I.6	Réalisation de l'essai.....	30
I.6.1	Dispositif expérimental.....	30
I.6.2	L'inoculation des larves infestées.....	30
I.6.2.1	Méthode d'obtention des larves L2.....	30
I.6.2.2	Comptage des larves du stade L2.....	31
I.6.2.3	Technique d'inoculation.....	31
I.6.3	Analyse nématologique.....	31
I.6.4	Analyse statistique des donnés.....	35

CHAPITRE II : Résultats et discussion.....37

II.1	Réaction de La plante a l'inoculation	37
II.1 .1	Variété concombre	37
II.1.1.1	L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i> sur concombre.....	37

II.1.1.2	La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur concombre.....	37
II.1.1.3	Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur concombre	38
II.1.1.4	Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i> sur concombre	39
II.1.2	variété courgette de quarantaine	41
II.1.2.1	L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	41
II.1.2.2	La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	41
II.1.2.3	Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	42
II.1.2.4	Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	43
II.1.3	Comparaison de l'indice de vigueur moyen des deux Variétés.....	45
II.2	L'évolution de la Nématofaune sur les deux variétés de cucurbitacées.....	45
II.2.1	L'indice de galle moyen des deux variétés en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i>	45
II.3	Discussion générale.....	47
	CONCLUSION.....	51
	REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE	

ANNEXE

LISTE DES ABRÉVIATIONS

%	pourcentage
C°	degré Celsius
µm	micromètres
mm	millimètre
Cm	centimètre
g	gramme
h	heur
Fig	figure
T	temps (durée d'expérimentation : 45jours).
L2	les larves de 2ème stade larvaire
J1	un juvénile de premier stade
J2	Le juvénile de deuxième stade
Ph	potentiel hydrogène
ANA	l'acide naphthyl acétique
pF	point de flétrissement
1,3-D	1,3 dichloropropène
f.fem	fleurs femelles
P	probabilité
ddl	degré de liberté
F	fréquence
IG	indice de galle

LISTE DES FIGURES

Figure 1	Morphologie des différents stades de <i>Meloidogyne</i> spp.....	5
Figure 2	Cycle de développement de <i>Meloidogyne</i> spp.....	7
Figure 3	Symptômes causés par <i>Meloidogyne</i> sp.....	8
Figure 4	Département d'Agronomie (U.S.D.B) vu sur gogole earth 2015.....	27
Figure 5	Semence de Courgette de Quarantaine.....	28
Figure 6	Semence de Concombre.....	28
Figure 7	Les méthodes de stérilisation du sol.....	29
Figure 8	Racines gallines de tomate.....	29
Figure 9	Méthode d'obtention des larves (L2) de <i>Meloidogyne</i>	31
Figure 10	Racine infestée courgette.....	32
Figure 11	Racine infestée concombre.....	33
Figure 12	Grosses galles.....	33
Figure 13	Notion de l'indice de galle.....	34
Figure14	L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur concombre.....	37
Figure15	La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur concombre.....	38

Figure16	Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum de <i>Méloidogyne</i> sur concombre.....	38
Figure17	Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i> sur concombre.....	39
Figure18	L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	41
Figure19	La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	42
Figure 20	Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine	42
Figure 21	Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum des <i>Meloidogyne</i> sur courgette de quarantaine.....	43
Figure 22	Comparaison de l'indice de vigueur moyen des deux variétés.....	45
Figure 23	L'indice de galle moyen des deux variétés en fonction de l'inoculum de <i>Meloidogyne</i>	46

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1	Maladies bactériennes des cucurbitacées.....	22
Tableau 2	Maladies fongique des cucurbitacées.....	22
Tableau 3	Maladies virales des cucurbitacées.....	25
Tableau 4	Maladies physiologiques des cucurbitacées.....	26
Tableau 5	Dispositif expérimental de notre essai.....	30
Tableau 6	Modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur (concombre)	39
Tableau 7	Modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de la plante (concombre)	40
Tableau 8	Modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur (courgette)	43
Tableau 9	Modèle : ANOVA à 1 facteur montre la signification de la plante (courgette)	44
Tableau10	Modèle : ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur des deux espèces.....	46

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 fait que cette production agricole s'avère insuffisante, elle oblige le pays d'augmenter les surfaces cultivables.

L'utilisation de la plasticulture a pour but d'augmenté la production en quantité et qualité afin de satisfaire les besoins.

L'abri serre offre généralement de meilleures conditions de développement aux plantes, et leurs assurant a la fois une croissance a 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, qui induisent des symptômes caractéristiques (les galles) sur les racines attaquées. (DJIAN-CAPORALINO, 2010).

Du fait de leur gamme d'hôtes très étendue, ces bioagresseurs 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 (Solanées et/ou Cucurbitacées en cultures d'été, salades en cultures d'hiver). (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 a aggraver ce problème de plus en plus, on a alors recours à l'utilisation de variétés résistante. (DJIAN-CAPORALINO, 2010). De ce fait, l'objectif de ce travail vise à tester l'agressivité des nématodes à galles, en choisissant comme plante hôte des cucurbitacées (CUCURBITA PEPO L.), variétés concombre et courgette de quarantaine.

Introduction

Ces essais s'inscriront dans un cadre d'un meilleur choix d'un système de rotation en se basant sur les variétés résistantes aux Meloidogyne.

CHAPITRE I : Données bibliographiques sur le genre *Meloidogyne* spp.

I.1 Généralité sur les *Meloidogyne*

La conduite intensive des cultures maraichères favorisent le développement des nématodes et plus particulièrement les nématodes à galles. (DE GUIRAN ,1971).

Les nématodes à galles appartiennent au genre *Meloidogyne* ils sont les plus connus des agriculteurs par les symptômes très nets qu'ils provoquent sur les plantes. Les symptômes consistent en une déformation caractéristique du système racinaire, ils sont ubiquistes. En effet ils sont rencontrés aussi bien dans les régions intertropicales que dans les régions tempérées. (DE GOELDI, 1892).

Quatre espèces principales sont responsables des dégâts ceux sont : *M. arenaria* , *M. incognita* , *M. javanica* et *M. hapla* cette dernière espèce s'accommode a des températures assez froides . (DE GUIRAN ,1971).

I.2 Position systématique

La systématique des *Meloidogyne* que nous avons adoptés est celle décrite par REDDY (1983).

Règne : *Animal*
Embranchement : *Nemathelminthe*
Classe : *Nematoda*
Sous classe : *Secernentea*
Ordre : *Tylenchida*
Sous ordre : *Tylenchida*
Super famille : *Tylenchoidea*
Famille : *Heteroderidae*
Sous famille : *Meloidogynae*
Genre : *Meloidogyne*

I.3 Caractères morphologiques

I .3.1. Le juvénile de deuxième stade (J2)

Il est mince et vermiforme et représente le stade infestant. Il mesure environ 400 µm de long et 15 µm de large. Il a un stylet et un squelette céphalique faiblement

scléreux. La queue est conique, d'une longueur comprise entre 45 et 59 μm selon l'espèce (JEPSON, 1987). (Fig 1.A).

I.3.2 Le mâle

Le mâle est vermiforme et mesure 1 à 2 mm de long et 30 μm de large. Son stylet est robuste et de longueur variable selon les espèces. La queue est courte et hémisphérique. Comme chez tous les *Tylenchides*, l'appareil reproducteur se présente en une gonade tubulaire. Cette gonade comprend :

- une branche génitale ou testicule, divisée en une zone germinale et une zone de croissance.
- une vésicule séminale.
- un canai déférent glandulaire.

Les spicules sont robustes. La bursa est absente. Chez *M. arenaria* et *M. javunica*, ce sont les mâles intersexes (juvéniles mutants prédestinés à devenir des femelles) ayant deux branches génitales, qui sont les plus nombreux (THOME, 1961). Par contre, on peut rencontrer les deux types de mâles (mâles "normaux" et mâles intersexes) chez *M. incognita*. (Fig1.B)

I.3.3 La femelle

La femelle est piriforme à sphérique avec un diamètre compris entre 0,5 et 0,7 mm selon les espèces. Le pore excréteur est antérieur au bulbe médian est souvent près du stylet. La vulve est subterminale et près de l'anus, La longueur du stylet est variable selon les espèces. (Fig1.C)

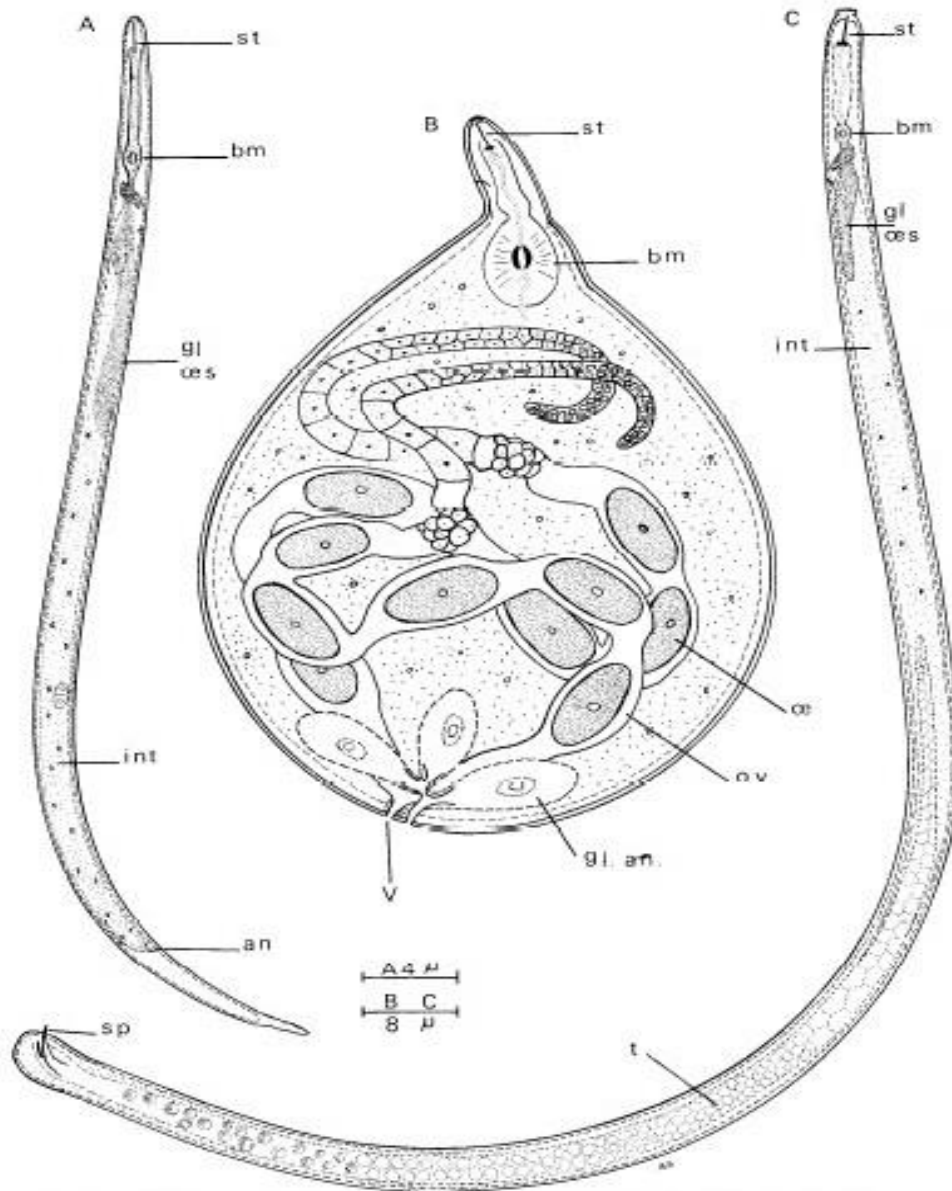


Fig. 1 : Morphologie des différents stades de *Meloidogyne* spp (De GUIRAN et NETSCHER, 1970).

A : larve de deuxième stade (stade libre), **B** : femelle adulte, **C** : male adulte, **an** : anus, **bm** : bulbe médian de l'œsophage, **gl. an.** : glandes anales, **gl. ces.** : glande basale de l'œsophage, **int** : Intestin, **œ** : œuf, **ov** : ovaire, **sp** : spicules copulateurs, **st** : stylet, **t** : testicules, **v** : vulve.

I.4 Cycle de développement

Le cycle débute par la ponte d'œufs. Ils sont réunis en une masse dans une substance gélatineuse. Quelques heures après la ponte, un juvénile de premier stade (J1) se développe dans l'œuf (DE GUIRAN et NETSCHER, 1970). Ce juvénile subit une première mue pour donner un juvénile de deuxième stade (J2). C'est ce dernier qui sera libéré lors de l'éclosion des œufs. A une température de 28C°, l'intervalle ponte-éclosion dure sept à neuf jours (NETSCHER, 1970).

Le juvénile J2 est le stade infestant, il se déplace dans le sol vers les racines sous l'action d'exsudats racinaires. Lorsqu'il rencontre une racine hôte, il y pénètre par les parties molles comme les apex (zones à intenses activités métaboliques). Il se nourrit pendant deux semaines et subit trois autres mues pour donner soit un mâle soit une femelle (DE GUIRANE et NETSCHER 1970).

Le déterminisme sexuel dépend largement des conditions du milieu. Lorsque elles sont défavorables, les juvéniles se développent préférentiellement en mâles. Tel est le cas présence de fortes infestations racinaires (NETSCHER, 1970). Tyler (in NETSCHER,1970) observe que le déterminisme sexuel dépend de l'âge de la population.

Ainsi, dans une population de *Meloidogyne* jeunes, seuls 16,4% des juvéniles donnent des mâles, alors que dans une population âgée, 56,4% des individus deviennent des mâles. La femelle est un endoparasite sédentaire. Le mâle n'est pas indispensable à la reproduction de L'espèce : la reproduction de *Meloidogyne* est parthénogénétique.

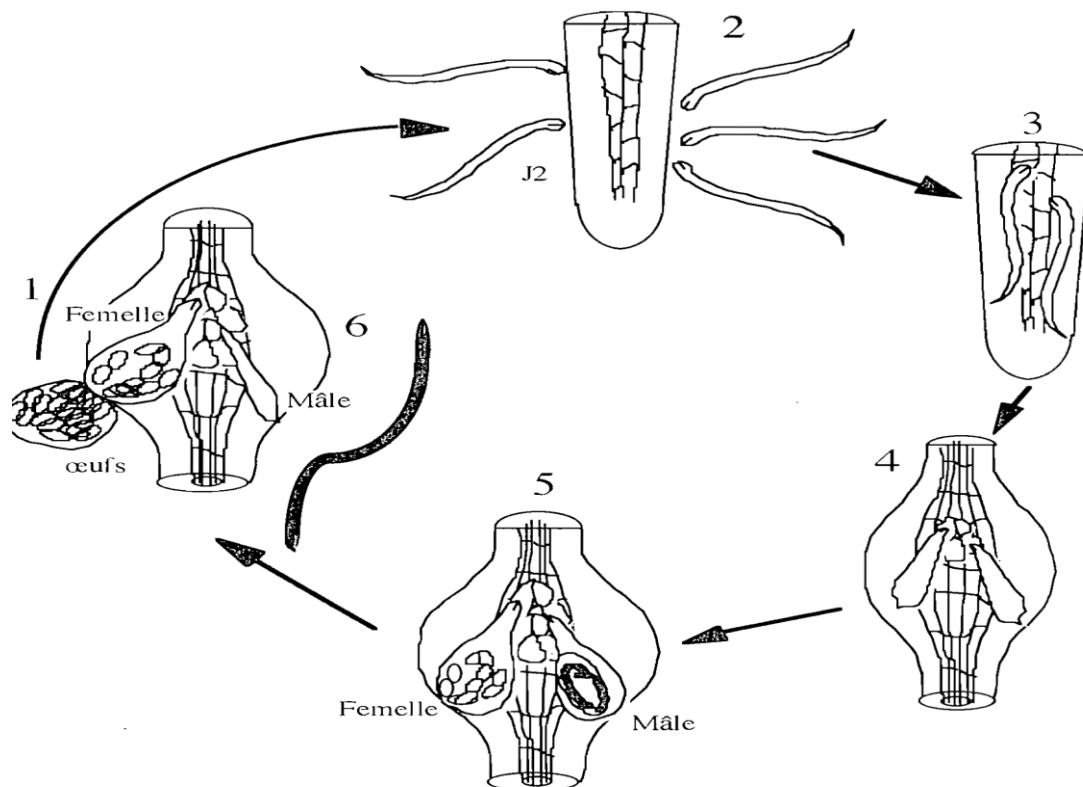


Fig. 2 Cycle de développement de *Meloidogyne* spp. (De GUIRAN et NELSCHER.1970).

1 =éclosion des œufs. 2 =pénétration des juvéniles de seconds stades (J2) dans les racines. 3 = séclérentalisation des juvéniles au niveau des sites de nutrition. 4 = début de maturation des juvéniles en adultes. 5 =différenciation sexuelle des juvéniles. 6 =libération des mâles et éclosion des œufs.

I.5 Symptômes et dégâts sur cultures

I.5.1 Symptômes des *Meloidogyne*.

I.5.1.1 Symptômes sur la partie aérienne

Sur la partie aérienne on note l'absence des symptômes caractéristiques, il ne peut s'agir que de symptômes secondaires provenant de l'altération du système racinaire rendu inapte à nourrir normalement la plante (DE GUIRAN et NELSCHER, 1970).

La plante flétrit, jaunit et devient improductive car les racines couvertes de galles ne lui assurent pas une nutrition correcte.

Il faut noter que les pertes récoltes importantes peuvent se produire sans qu'aucun symptôme ne soit visible sur la partie aérienne (DE GUIRAN G et NETCHER C., 1970).

I .5.1.2 Symptômes sur la partie souterraine

Les symptômes causés par les *Meloidogyne* sont caractéristiques et facilement reconnaissable. Ce sont des galles plus ou moins volumineuses qui se localisent au niveau du système racinaire.

Ce phénomène résulte d'un accroissement du volume des tissus radiculaires à la suite de l'hypertrophie des cellules corticales.

Les cellules sont également affectées et transforment en des cellules géantes par coalescence de plusieurs cellules après dissolution de parois communes (TAYLOR, 1968). L'ensemble de ces lésions résultent d'une part des destructions mécaniques des cellules parenchymateuses et méristématiques, d'autre part des lyses provoquées par les enzymes émises en même temps que les sucs digestifs et enfin des réactions du végétal qui apparaissent souvent sous forme de nécroses. (RITTER, 1971).



Fig. 3: Symptômes causés par *Meloidogyne* sp.(Tietz,2001)

I.5.2 Dégâts des *Meloidogyne*

Les dégâts se manifestent surtout par une baisse des rendements et sont fonction, en premier lieu, de l'abondance de la population de *Meloidogyne* pour une masse végétale donnée, puis par une dépréciation de la production consécutive à l'apparence anormale, à la petite taille et au mauvais goût de l'organe récolté (Appert et Deuse, 1982). Les dommages peuvent se trouver accentués par la coexistence d'organismes pathogènes principalement des champignons et des bactéries qui peuvent avoir avec les nématodes des relations de synergie parasites. Le genre *Meloidogyne* est l'un des plus dangereux pour les plantes cultivées en raison de l'extrême polyphagie des espèces, de leur vitesse de multiplication et de la gravité des répercussions de leur action sur le végétal.

I.6 Les facteurs qui influent sur le développement des *Meloidogyne*

I.6.1 Facteurs abiotiques

I.6.1.1 L'eau

les variations de la teneur en eau d'un sol ont une répercussion considérable sur la nématofaune (CAYROL, 1970).

I.6.1.2 La température

Elle est l'une des principaux facteurs agissant sur le développement des espèces du genre *Meloidogyne*.

BIRD et WALLACE (1966) in RITTER (1973) rapportent que l'optimum d'éclosion chez *M. javanica* est de 30°C. il est de 25°C pour la mortalité. Et de 15 à 25°C pour l'invasion.

L'optimum de température pour l'embryogénèse de *M. javanica* est compris entre 25-30°C (BRID, 1972).

I.6.1.3 L'air

La teneur du sol en gaz carbonique et en oxygène a une influence considérable sur les nématodes (CAYROL, 1971).

La privation d'oxygène, bloque en premier lieu les larves du premier stade, si elle se prolonge, elle augmentera le nombre d'œufs considéré comme une diapause (DEGUIRAN,1979).

I.6.1.4 pH

L'influence du pH sur l'infestation des *Meloidogyne* a été étudiée par plusieurs auteurs.

Ansi, WALLACE, (1966) rapporte un intervalle de pH compris entre 4 et 8 pour le développement de *Meloidogyne*.

Selon LOEWENBERG *et al* (1960) in CAYROL,(1971), les larves de *M.incognite* présentent une éclosion maximale à pH =6,5. BIRD (1959) in CAYROL (1971), en étudiant l'attraction des larves de *M. javanica* vers les racines affirme que le pH est sans influence.

STEINER (1952) in CAYROL (1971) en accord avec ces quelques études semblent indiquer que le pH du sol est un facteur écologique sans importance pour les nématodes.

Les nématodes se trouvent en abondance dans tous les sols arables surtout dans les horizons superficiels mais certaines espèces se rencontrent jusqu'à une profondeur de deux mètres (RITTER,1985).

I.6.1.5 Textures

REDDY (1983) ,signale que les *Meloidogyne* se trouvent dans toutes les latitudes et longitudes, les sols sableux seulement les plus favorables à la croissance des Nématodes.

I.6.1.6 Structure

BROWN et SWAIN (1974) in BACHELIER (1978), ont montré que l'installation des agrégats du sol peut devenir un facteur limitant dans la distribution des nématodes en détermination une très forte compacité des sols et un manque d'aération.

I.6.2 Facteurs biotiques

I.6.2.1 Matière organique

La matière organique dans le sol permet la réduction des nématodes lors de sa décomposition. Elle libère certains produits toxiques tel que l'acide butyrique, (JONES,1982).

I.6.2.2 Exsudats racinaires

Selon DOMMERGUES et MONGENOT, (1970), de nombreuses plantes, par l'intermédiaire de leurs exsudats exercent sur le nématode une attraction très nette .

I.6.2.3 Organismes du sol

Les nématodes du sol peuvent être victimes de virus ,de bactéries, champignons, de protozoaires (Sporozoaires), de tradigrades, d'autres nématodes, d'enchytreides et de divers Arthropodes ,chilopodes acariens et insectes,dont plusieurs collembolés, (CAYROL ,1971 in BACHELIER,1978)

Les nématodes sont aussi la proie directe de nombreux champignons ,dont une cinquantaine d'espèces sont bien connues à ce jour, (CAYROL ,1971 in BACHELIER, 1978).

I.7 Influence des facteurs biotiques et abiotiques sur *Meloidogyne* spp.

I.7.1 Influence des facteurs biotiques

I.7.1.1 Interaction plante sensible-*Meloidogyne*

La première réaction, macroscopiquement observable, d'une infestation de juvéniles de *Meloidogyne* est l'apparition de galles. Elles correspondent à des modifications anatomiques induites lors de la nutrition du juvénile J2 avant sa mue. Ces modifications, provoquées par la sécrétion salivaire du nématode, se caractérisent par une déformation des cellules vasculaires du cylindre central, nourricières des juvéniles, en "cellules géantes" (syncytia). Au cours du parasitisme, les nématodes consomment des produits photosynthétiques de la plante (BIRD et LOVEYS, 1975). L'infestation entraînerait une production de substances chimiques

comme l'éthylène (MUKHOPADHYAYA et KRISHNAMOORTHY, 1971) qui augmenteraient la prolifération des tissus racinaires et donc le nombre de sites de pénétration pour les nématodes. De même, la kinétine et l'acide naphthyl acétique (ANA) ont un effet stimulant synergique sur le développement de *Meloidogyne* (KOCHBA et SAMISH, 1971).

Une plante sensible semble exercer une attraction sur la migration des juvéniles de *M. javanica* (PROT, 1976), leur déplacement pouvant être orienté par un gradient de substances émises dans les exsudats racinaires (PROT, 1975).

1.7.1.2 Interaction plante résistante-*Meloidogyne*

On dira qu'une plante est résistante lorsqu'elle ne favorise pas le développement du nématode. Cette résistance peut être due à "plusieurs facteurs pris isolément ou en association" (JATALA et RUSSEL, 1972). Elle peut être due à la production d'exsudats racinaires répulsifs qui empêchent ou réduisent le contact des juvéniles avec les racines. GAPASIN *et al.*, (1988) ont montré que des substances phénoliques s'accumulent dans des extraits racinaires d'une variété de patate douce résistante à *M. incognita* et à *M. javanica*.

Une hypersensibilité de la plante, par la formation d'une nécrose au niveau des sites de pénétration des juvéniles (cas de l'arachide, sauf pour *M. arenaria*). La résistance des plantes à *Meloidogyne* sp. est essentiellement due à des gènes de résistance (gènes Mi chez la tomate (SIDHU et WEBSTER, 1973), Mcl chez le haricot (OMWEGA *et al.*, 1990). Mais cette résistance peut être brisée par la température (Araujo *et al.*, 1982) ou contournée par l'apparition de races virulentes appelées races B (NETSCHER, 1976) ou races VS (BERTHOU *et al.*, 1990).

1.7.2 Influence des facteurs abiotiques

1.7.2.1 Sur les œufs

La substance gélatineuse qui enrobe les œufs et les réunit joue un rôle important dans la résistance des œufs à la déshydratation. En ralentissant la perte d'eau (WALLACE in DEMEURE, 1978)

L'éclosion des œufs est soumise à l'influence de facteurs édaphiques. Elle est inhibée à des températures inférieures à 0°C ou supérieures à 50°C (De GUIRAN et NETSCHER, 1970). De même, la texture et le potentiel hydrique des sols sont des

facteurs limitant de l'éclosion. Lindford (in De GUIRAN et NETSCHER, 1970) a observé qu'elle était diminuée dans un sol au voisinage du point de flétrissement, alors que De GUIRAN et DEMEURE (1978) ont montré que "plus la texture d'un sol est fine, plus le pF (point de flétrissement) optimum pour l'éclosion est élevé (pF 4,2)" et qu'à ce pF, l'éclosion se maintient".

I.7.2.2 Sur les juvéniles de deuxième stade

Comme les œufs, les juvéniles de deuxième stade (J2) sont directement soumis à l'influence des facteurs telluriques. C'est ainsi que la saturation en eau du sol, et la baisse de la concentration en oxygène qui en résulte, peut conduire à une forme de quiescence qui prolonge la vie des J2 (De GUIRAN et NETSCHER, 1970). Mais, après une déshydratation de 93%, une réhydratation progressive peut permettre un retour à l'état actif (DEMEURE, 1978). La migration des juvéniles débute à 18°C et atteint son maximum à 22°C (PROT et VAN GUNDY, 1981).

I.8 Seuil de nuisibilité

Les serres fortement infestées correspondent un indice de galles moyen de 1 à 5, 2 à 5 et 3 à 5 respectivement pour le piment et poivron, la tomate et les cucurbitacées, (B'CHIR,1983).

D'après BELHADJ ,(1985), la détermination du degré d'infestation ne peut se faire en étudiant l'inoculum apparent dans le sol , le précédent cultural joue un rôle primordial sur l'expression de cette infestation en induisant une diapause plus ou moins importante .

L'évolution dans le temps montre que le melon en tant que précédent cultural entraîne une faible diapause limitée à la couche superficielle du sol et par conséquent contribue à une évolution rapide des *Meloidogyne* , (BELHADJ,1985).

I.9 Méthodes de lutte contre *Meloidogyne* sp

Pour lutter contre les nématodes du genre *Meloidogyne*, plusieurs méthodes chimiques, physiques, culturales et biologiques sont préconisées.

I .9 .1 Méthodes chimiques

Plusieurs produits chimiques sont employés pour lutter contre les nématodes en général et les *Meloidogyne* en particulier. Ils ont été classés en nématicides fumigants et non fumigants (LAMBERTI, 1979).

Parmi les fumigants, le 1,3 dichloropropène (1,3-D) est le plus utilisé. Il améliore les rendements en tomates infestées par *M. incognita* de l'ordre de 51% CI un taux d'application de 150 l/ha et de 121% avec 200 l/ha (LAMBERTI et CIRULLI, 1970; LAMBERTI, 1979). La famille des produits bromés (dibromochloropropane, éthylène dibromide, bromure de méthyle) sont aussi d'excellents fumigants, mais ils sont actuellement bannis à cause des risques de toxicité humaine à la fabrication et de pollution bromée des nappes phréatiques.

Dans le groupe des non-fumigants, l'aldicarbe, le carbofuran, l'oxamyl sont très utilisés pour la lutte contre *Meloidogyne*. Appliqués à un taux de 10 à 1000 ppm, l'aldicarbe et le carbofuran sont très toxiques et inhibent l'éclosion des larves (KHAN *et al.*, 1985). Une combinaison de nématicides fumigants et non-fumigants présente un grand intérêt dans le contrôle de *Meloidogyne*. RODRIGUEZ *et al.*, (1985) ont ainsi montré que l'association aldicarbe/1,3-D améliorerait les rendements en arachide infestée par *M. arenaria* par rapport à un traitement avec une seule des deux molécules.

Malgré les résultats satisfaisants obtenus la plupart du temps, l'utilisation des produits chimiques dans les cultures maraîchères doit se faire avec beaucoup de précautions. En effet, ils peuvent avoir des activités secondaires soit phytotoxiques (RODRIGUEZ-KABANA *et al.*, 1985), soit dangereuses pour l'homme.

Compte tenu du coût des produits chimiques et du niveau de technicité qu'ils nécessitent pour leur application, la lutte chimique n'est pas une solution encore envisageable dans tous les pays en développement.

I .9.2 Méthodes physiques

Elles peuvent être utilisées comme moyens thérapeutiques ou prophylactiques. Le contrôle par la chaleur en est le principe de base. C'est ainsi qu'une "solarisation"

du sol permet d'obtenir de très bons résultats sur le contrôle de *Meloidogyne* sp. STEVENS *et al.* (1988) ont obtenu une réduction de près de 92% de la population de *M. incognita* sur une culture de patate douce. Il a été préconisé aussi de plonger des tubercules de pommes de terre dans de l'eau chaude avant les semis. La submersion par l'eau est aussi très efficace (SIKORA *et al.*, 1989) mais elle ne peut être réalisée que dans des zones inondables.

I .9.3 Méthodes culturales

De GUIRANE et NETSCHER (1970) ont séparé les méthodes culturales en deux classes. L'une consiste à "transformer le sol par des amendements pour le rendre moins favorable au parasite" et l'autre "à priver le parasite de nourriture".

Dans le premier cas, des organes ou des extraits de plusieurs plantes peuvent être employés:

- les feuilles ou les amendes de graines de neem (*Azadirachta indica*) entraînent une diminution de la population de *M. arenaria* sur des plants de tomates (ROSSNER et ZEBITZ, 1986).
- des extraits alcooliques de parties aériennes de *Darura* spp., *Ipomea* spp., *Tagetes* spp. et *Lawsonia* spp. peuvent entraîner une mortalité de 67 à 100% des juvéniles de *M.javanica* (KUMARI *et al.*, 1987).
- l'utilisation d'*Azolla pinnata* comme biofertilisant sur gombo réduit l'infection par *M.incognita* (THAKAR *et al.*, 1987).

Dans le second cas, la rotation (jachère), la succession culturale avec des cultures non-hôtes ou résistantes permettent de priver les nématodes de nourriture. Ainsi, une alternance coton/arachide permet de mieux contrôler *M. arenaria* (RODRIGUEZ-KABANA *et al.*, 1987) et des alternances d'aubergine avec arachide, *Crotalaria* spp, et *Panicum maximum* permet de contrôler *M. incognita* (NETSCHER, 1983).

L'utilisation de plantes non-hôtes ou résistantes présente toutefois des inconvénients

- possibilité de voir se développer des races B sur les plantes résistantes.
- modification de l'équilibre des différentes espèces de *Meloidogyne* dans un peuplement polyspécifique.
- présence de plantes hôtes ou refuge dans les jachères spontanées.

I.9.4 Méthodes biologiques

Il existe plusieurs organismes prédateurs ou parasites de *Meloidogyne*.

- les nématodes prédateurs carnivores (Mononchidae), suceurs (Diplogasteridae), omnivores (Dorylaimidae) ou à effets toxiques (Aphelenchidae).
- les collemboles (Entomobryoides dissimilis, Sinella caeca)
- les acariens prédateurs d'invertébrés (*Hypoaspis aculeifer*, *Asca* spp.) ou des nématodes (*Alliphis* spp., *Alicorhagia* spp.). Mais si la prédation de ces organismes est indiscutable, leur effet sur les populations de nématodes est inconnu.
- les champignons prédateurs et parasites.
- les bactéries et actinomycètes.

I.9.4.1. Les champignons prédateurs

Parmi ces champignons nématophages, on rencontre :

- ceux qui ont des spores adhésives comme *Catenaria anguillulae*, *Meristracum asterospemum*, *Drechmeria coniospora*, *Verticilium balanoides* ou *Hirsutella rhossiliensis*.
- les champignons à pièges dont les principales espèces sont: *Monacrosporium cionopagum*, *M. bembicodes*, *M. ellipsosporum*, *Arthrobotrys oligospora*, *A. dactyloides* et *A. irregularis*.
- les champignons ovicides comme *Poecylomyces lilincinus*, *Verticilium chlamydosporium* et *Dactyllela oviparasitica*.

I.10 Plante résistante

Les relations entre les *Meloidogyne* et leurs plantes-hôtes sont certainement très complexes. La transformation de certaines cellules de la racine en cellules géantes, nécessaires au développement et à la reproduction du parasite, est sans doute le résultat d'un équilibre entre l'action du parasite et la réaction de la plante. On peut supposer qu'une rupture de cet équilibre entraîne la résistance de la plante au parasite. Il suffirait peut-être alors d'un léger changement chez la plante ou chez le parasite pour rétablir l'équilibre entre action et réaction des organismes en jeu, autrement dit pour rétablir le parasitisme. On peut alors comprendre qu'il existe, chez une plante normalement sensible à une espèce de *Meloidogyne*, des variétés résistantes et qu'à leur tour certaines souches de la même espèce de *Meloidogyne*

soient capables de parasiter cette variété. Reste à élucider les mécanismes qui rentrent en jeu dans ces transformations. DROPKIN et NELSON (1960) ont étudié en détail les réactions cytologiques de dix-neuf variétés de Soja à *M. incognita* et *M. arenaria*. Ils classent ces réactions en quatre catégories :

Type 1 : Peu d'hypertrophie et pas de fusion de cellules voisines. Nécrose des cellules situées autour de la tête de la larve. (Associé à réaction d'hypersensibilité.)

Type 2 : Hypertrophie modérée ; fusion entre cellules voisines limitée. Cytoplasme contenant de nombreuses inclusions.

Type 3 : Cellules géantes de taille normale et à parois épaissies mais avec cytoplasme diffus et très vacuolisé.

Type 4 : Grandes unités multinucléées à parois épaisses et à cytoplasme dense.

I.11 Utilisation des variétés résistances pour la lutte contre les *Meloidogyne*

Dans de nombreux cas de contamination par les nématodes il est possible d'utiliser un certain nombre de moyens de lutte, mesures prophylactiques (qualité des semences). Pratique d'une rotation culturale diversifiée et adéquate et de lutte chimique. Celle-ci n'est pas toujours utilisable pour réduire les populations contenues dans le sol, on a alors recours à l'utilisation de variétés résistantes peut être définie comme étant une plante-hôte dont le potentiel génétique est capable d'élaborer une barrière mécanique, biochimique, pathogène au sein celle-ci (ANONYME ,1989 in AMMAR, 1986).

CHAPITR II : Plante hôte les cucurbitacées

II .1 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 : longue tige pouvant ramper sur le sol ou grimper grâce à des vrilles, sensibilité 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.1.1 Généralité sur la courgette de quarantaine

II.1.1.1 Caractéristiques botaniques

La courgette de quarantaine est une plante à vigueur moyenne à port érigé et à feuillage découpé. Fruit globuleux de couleur vert clair, tacheté de petits points blancs. (HERKLOTS et JANSSEN,1997) .

II.1.1.2 Exigences pédoclimatiques.

Le sol : la courgette de quarantaine est une espèce rustique peu exigeante à la nature du sol, les meilleurs résultats sont obtenus sur les sols légers, humifères et frais

Le climat : cette culture est très exigeante en chaleur, la courgette de quarantaine demande pour

Sa germination : Une température minimum de 10 à 12°C

Une température optimum de 25 à 26°C

Sa croissance : Une température optimum de 20 à 25°C

L'eau : la courgette de quarantaine est exigeante en eau, car la surface évaporatoire des feuilles est très grande.

II.1.2 Généralité sur le concombre

II.1.2.1 Morphologie

L'espèce *Cucumis sativus* appartient à la famille des cucurbitacées. ((JAVOY *et al.*, 2001).

Elle est cultivée sous deux formes :

- Une forme a petits fruits, a épicarpe plus ou moins velu et verruqueux, récoltés jeunes et utilisés comme condiment : le cornichon. (JAVOY *et al.*, 2001).
- Une forme a fruits beaucoup plus volumineux, demis longs à longs, a épicarpe lisse ou épineux, a laquelle est réservé le terme de concombre. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **La tige**

Elle est herbacée, rampante et flexible, fibreuse, anguleuse et hirsute.

La tige est munie de vrilles qui lui permettent de se fixer à un support.

Il n'y a production que d'une seule feuille par nœud. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **Les feuilles**

Elles sont grandes, pentagonales ou rarement tri-lobées, à sommet acuminé, molles et le plus souvent poilues. (JAVOY *et al.*, 2001).

Le système racinaire

Il est dense, plutôt superficiel et plus ou moins ramifié selon la nature du substrat. En pleine terre, les racines pivotales et certaines racines latérales peuvent atteindre plus d'un mètre. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **La ramification de la plante**

• **L'axe primaire**

La plante s'édifie préférentiellement autour de la tige principale ou axe primaire. Néanmoins, sa dominance ne s'exerce que sur les derniers nœuds sous-jacents au bourgeon terminal. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **Les ramifications**

Les ramifications ou formations axillaires se développent précocement, bien que la basitonie soit moins marquée que chez le melon.

Cet élément doit être pris en compte lors des opérations de taille et permet une régénération rapide de la charpente végétale. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **Les fleurs**

Description botanique

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 mâles. Les sépales sont partiellement soudés, ligulés dans leur partie libre. Le périanthe est formé de 5 pétales jaunes soudés à leur base qui font du concombre une espèce partiellement gamopétale. Sur les 5 étamines polyadelphes 4 sont soudées par 2 et 1 reste libre. L'ovaire à 3 loges est infère et très allongé. Le style, entouré d'un nectaire annuaire à sa base, porte 3 stigmates bilobés globuleux. (JAVOY *et al.*, 2001).

- **Les fruits**

Les fruits sont de forme cylindrique à 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. De coloration vert à maturité commerciale, devenant vert clair à jaune vif ou blanc-crème à maturité physiologique, l'épiderme est lisse, finement cannelé ou grossièrement côtelé selon le type variétal, glabre ou ponctué de poils verruqueux (fruit épineux). (JAVOY *et al.*, 2001).

La chair est blanc-verdâtre, ferme, croquante et non sucrée. Chez les fruits fécondés, les trois loges séminales sont occupées par des graines plus ou moins évoluées, ce qui nécessite l'évidement du fruit et occasionne une certaine perte à la consommation. Chez les fruits parthénocarpiques, les loges séminales sont réduites et occupées par une substance mucilagineuse comestible (JAVOY *et al.*, 2001).

II.2 Importance économique des cucurbitacées dans le monde

Les cucurbitacées sont largement distribuées dans les régions tropicales et subtropicales. Elles sont présentes dans tous les continents et spécialement en Afrique et en Amérique latine, même s'il en existe des représentants sauvages en Europe (bryone dioïque par exemple). (SPICHIGER ,2000)

Quelques espèces sont cultivées dans les pays tempérés, mais ne s'y sont pas naturalisées. (SPICHIGER ,2000).

On peut citer les genres suivants, dont plusieurs ont une grande importance économique :

- *Bryonia* avec la bryone dioïque, l'une des rares cucurbitacées que l'on trouve à l'état sauvage en France et dans les pays tempérés,
- *Ecballium* avec le concombre d'âne,
- *Citrullus* avec la pastèque (*Citrullus vulgaris*) et la coloquinte vraie (*Citrullus colocynthis*),
- *Cucumis* avec le concombre (*Cucumis sativus*) et le melon (*Cucumis melo*),
- *Cucurbita* avec les différentes courges et courgettes,
- *Lagenaria* avec les calebasses.
- *Luffa* dont les fruits peuvent être utilisés comme légumes ou comme éponge végétale.

La classification phylogénétique place cette famille dans l'ordre des Cucurbitales. (SPICHIGER ,2000) .

II.3 Les maladies des cucurbitacées.

Les cucurbitacées sont attaquées par de nombreuses maladies cryptogamiques. Parmi les maladies les plus connues des cucurbitacées, D'après (BESRI. M *et al.*, 2007).

II.3.1 Maladies bactériennes

Tableau 1 Maladies bactériennes des cucurbitacées

Maladies bactériennes	
Taches foliaires angulaires	<i>Pseudomonas amygdali</i> pv. <i>lachrymans</i>
Taches bactériennes sur fruit / Fonte des semis	<i>Acidovorax avenae</i> subsp. <i>citrulli</i> = <i>Pseudomonas pseudoalcaligenes</i> subsp. <i>citrulli</i>
Taches foliaires bactériennes	<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>Cucurbitae</i>
Nécrose chancreuse bactérienne	<i>Erwinia</i> spp.
Pourriture molle bactérienne	<i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>Carotovora</i>
Flétrissement bactérien	<i>Erwinia tracheiphila</i>
Taches brunes	<i>Erwinia ananas</i>

II.3.2 Maladies fongiques

Tableau 2 Maladies fongique des cucurbitacées

Maladies fongiques	
Alternariose des taches foliaires	<i>Alternaria alternata</i> f.sp. <i>cucurbitae</i>
Alternariose des feuilles	<i>Alternaria cucumerina</i>
Anthracnose (tige, feuille et fruit)	<i>Colletotrichum orbiculare</i> = <i>Colletotrichum lagenarium</i> <i>Glomerella lagenarium</i> [téléomorphe]
Rhizoctone commun (<i>belly rot</i>)	<i>Rhizoctonia solani</i> <i>Thanatephorus cucumeris</i> [téléomorphe]
Pourriture noire des racines	<i>Thielaviopsis basicola</i>
Moississure bleue	<i>Penicillium</i> spp. <i>Penicillium digitatum</i>

Pourriture des racines à Cephalosporium	<u>Acremonium</u> spp. = <u>Cephalosporium</u> spp.
Taches foliaires à Cercospora	<u>Cercospora citrullina</u>
Pourriture charbonneuse pourriture des racines et du collet à Macrophomina	<u>Macrophomina phaseolina</u>
Pourriture du fruit à Choanephora	<u>Choanephora cucurbitarum</u>
Dépérissement racinaire du melon	<u>Monosporascus eutypoides</u> = <u>Bitrimonospora indica</u>
Corynesporiose	<u>Corynespora cassicola</u>
Pourriture à Myrothecium (fruit)	<u>Myrothecium roridum</u>
Fusariose à pourriture du collet et des fruits	<u>Fusarium solani</u> = <u>Haematonectria haematococca</u> <u>Nectria haematococca</u> [téléomorphe]
Fonte des semis	<u>Acremonium</u> spp. <u>Fusarium</u> spp. <u>Fusarium equiseti</u> <u>Gibberella intricans</u> [téléomorphe] <u>Phytophthora</u> sp. <u>Pythium</u> spp. <u>Rhizoctonia solani</u> <u>Thielaviopsis basicola</u> et d'autres champignons
Mildiou	<u>Pseudoperonospora cubensis</u>
Fusariose à pourriture du collet et des fruits	<u>Fusarium equiseti</u> = <u>Fusarium roseum f. gibbosum</u> <u>Fusarium graminearum</u> <u>Gibberella zae</u> [téléomorphe] <u>Fusarium semitectum</u>

	<i>Fusarium solani</i> f.sp. <i>cucurbitae</i> <i>Fusarium</i> spp.
Fusariose vasculaire	<i>Fusarium oxysporum</i> (avec les formae speciales suivantes :) <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>benincasae</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cucumerinum</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>lagenariae</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>luffae</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>melonis</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>momordicae</i> <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>niveum</i>
Pourriture grise	<i>Botrytis cinerea</i> <i>Botryotinia fuckeliana</i> [téléomorphe]
Chancre gommeux sur tige, pourriture noire sur fruit	<i>Didymella bryoniae</i> = <i>Mycosphaerella melonis</i> <i>Phoma cucurbitacearum</i> [anamorphe]
Pourriture à Lasiodiplodia	<i>Lasiodiplodia theobromae</i> = <i>Diplodia natalensis</i>
Pourriture des racines à Monosporascus / Chancre à Myrothecium (chancre noir)	<i>Monosporascus cannonballus</i> <i>Myrothecium roridum</i>
Taches foliaires à Leandria	<i>Leandria momordicae</i>
Brûlure à Phoma	<i>Phoma exigua</i> var. <i>exigua</i> = <i>Ascochyta phaseolorum</i>
Tige pourpre, pourriture noire	<i>Diaporthe melonis</i> <i>Phomopsis cucurbitae</i> [téléomorphe]
Pourriture noire des tiges à Phomopsis	<i>Phomopsis sclerotioides</i>
Taches foliaire à Phyllosticta	<i>Phyllosticta cucurbitacearum</i>
Pourritures des racines et du collet à Phytophthora	<i>Phytophthora</i> spp. <i>Phytophthora capsici</i>

Pourriture rose	<i>Trichothecium roseum</i>
Brûlure à Plectosporium	<i>Plectosporium tabacinum</i>
Oïdium des cucurbitacées ou blanquet	<i>Sphaerotheca fuliginea</i> <i>Erysiphe cichoracearum</i>
Pourriture du fruit à Pythium	<i>Pythium</i> spp.
Pourriture à Rhizopus (fruit)	<i>Rhizopus stolonifer</i> = <i>Rhizopus nigricans</i>
Cladosporiose (nuile grise des cucurbitaceae, tavelure du concombre)	<i>Cladosporium cucumerinum</i>
Sclérotiniose (pourriture de la tige)	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
Septoriose	<i>Septoria cucurbitacearum</i>
Pourriture à Athelia (Sclerotium fruit et stem rot)	<i>Sclerotium rolfsii</i> <i>Athelia rolfsii</i> [téléomorphe]
Flétrissement du melon	<i>Pythium aphanidermatum</i>
Taches foliaires à Ulocladium	<i>Ulocladium consortiale</i>
Verticilliose	<i>Verticillium albo-atrum</i> <i>Verticillium dahliae</i>

II.3.3 Maladies virales

Tableau 3 Maladies virales des cucurbitacées

Maladies virales	
Mosaïque du concombre	Virus de la mosaïque du concombre (CMV, <i>Cucumber mosaic virus</i>)
Mosaïque de la courge	Virus de la mosaïque de la courge (SqMV, <i>Squash mosaic virus</i>)
Mosaïque de la pastèque	Virus de la mosaïque de la pastèque (WMV, <i>Watermelon mosaic virus</i>)
Mosaïque jaune de la courgette	Virus de la mosaïque jaune de la courgette

courgette	(ZYMV, <i>Zucchini yellow mosaic virus</i>)
Jaunisse du melon	<u>Virus de la jaunisse du melon</u> (MYV, <i>Muskmelon yellows virus</i>)
Jaunisse des cucurbitacées transmise par puceron	<u>Virus de la jaunisse des cucurbitacées transmise par puceron</u> (CABIV, <i>Cucurbit aphid-borne yellows virus</i>)
Criblure du melon	<u>Virus de la criblure du melon</u> (MNSV, <i>Muskmelon necrotic spot virus</i>)
Marbrure du concombre	<u>Virus de la marbrure du concombre</u> (CGMMV, <i>Cucumber green mottle mosaic virus</i>)
Criblure du concombre	<u>Virus de la nécrose du tabac</u> (TNV, <i>Tobacco necrosis virus</i>)
Taches foliaires du concombre	<u>Virus des taches foliaires du concombre</u> (CLSV, <i>Cucumber leaf spot virus</i>)
Taches en anneaux du papayer	<u>Virus des taches en anneaux du papayer</u> (PRSV, <i>Papaya ring spot virus</i>)
Flétrissement des Cucurbitacées	<u>Virus du nanisme jaunissant des cucurbitacées</u> (CYSDV, <i>Cucumber yellow stunting disorder virus</i>)

II.3.4 Maladies diverses et désordres physiologiques

Tableau 4 Maladies physiologiques des cucurbitacées

Maladies diverses et désordres physiologiques	
Lésions par la pollution de l'air	Ozone, dioxyde de soufre, etc.
Fruit amer	coup de soleil, stress physiologique
Nécrose apicale	Désordre physiologique, carence en calcium, déséquilibre de l'humidité
Fruit déformé en goulot de bouteille	Pollinisation incomplète

Brûlure solaire (fruit)	Coup de chaleur directe excessif ou intense
Brûlure par le vent	Désordre physiologique

CHAPITRE I : Matériel et méthodes

I.1 Les objectifs

Le but de notre étude est de montrer si les semences des cultures maraichères sont résistantes à l'infestation par *Meloidogyne* sp sous abris serre sans l'utilisation des nématicides.

I.2 Présentation de la zone d'études

L'abri serre utilisé durant notre expérimentation est situé au sein de l'université de SAAD DAHLB BLIDA (U.S.D.B) département d'Agronomie au laboratoire de virologie.

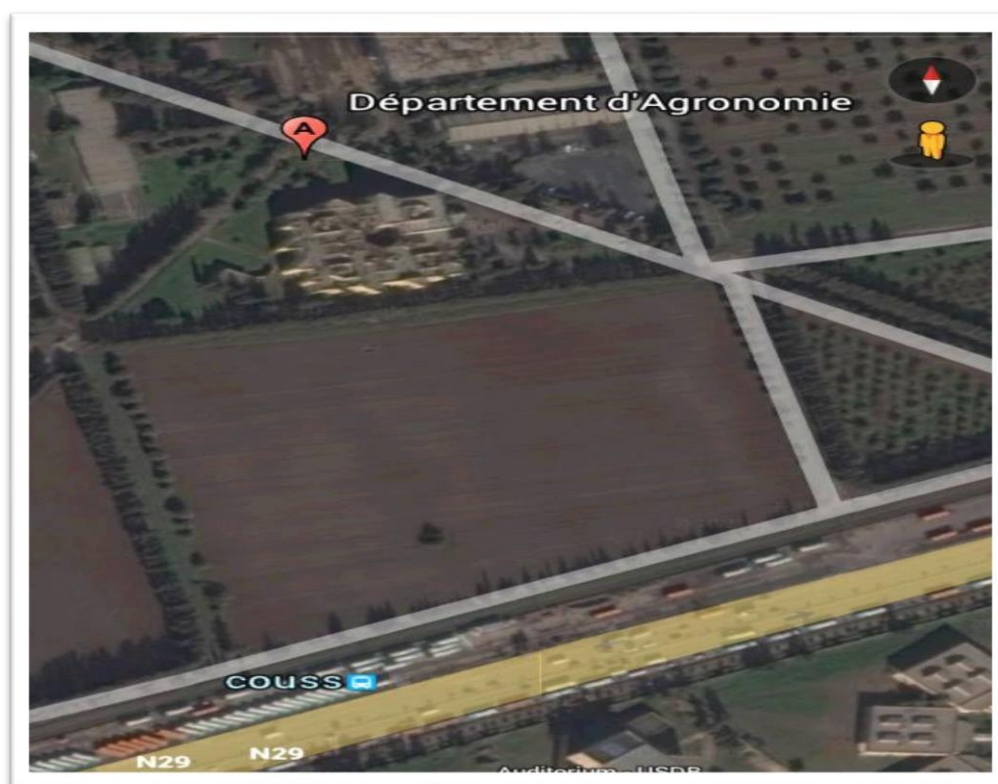


Fig.5 Département d'Agronomie (U.S.D.B) vu sur gogole earth 2015

I.3 Matériel végétal

Notre étude expérimentale porte sur deux variétés de cucurbitacées :

- Concombre
- Courgette de variété quarantaine

Les semences utilisées ont été achetées au sein d'un magasin de produits agricoles à blida.



Fig. 5 Semence de Courgette de Quarantaine (original 2015)



Fig. 6 Semence de Concombre (original 2015)

I.4 le sol

Le sol utilisé dans cet essai est un mélange 1/3 de terre, 1/3 de sable, 1/3 de tourbe.

La terre a été prélevée de la station expérimentale du département des Biotechnologies. Cette dernière a été tamisée (tamis 2mm) puis stérilisée pendant 24h à 200 °C. Le sable aussi a subi une stérilisation pendant 24h à 200°C et la tourbe une stérilisation pendant 24h à 100°C dans laboratoire de de microbiologie.

Les trois éléments (sol, sable et tourbe) sont mélangés ensemble puis répartis dans des pots en plastique à raison de 687 g de mélange par pot.

I.5 Matériel animal et végétal

Les larves du stade L2 utilisées durant l'essai, sont extraites des racines gallines de tomate. Ce matériel provient de la région de staoueli et d'un élevage sous serre dans la station expérimentale du département de Biotechnologie.



A : Terre tamisé

B : Stérilisation du sol

C : Pots remplis

Fig .7 Les méthodes de stérilisation du sol (original 2015)







Fig. 8 racines gallines de tomate (original, 2015)

I.6 Réalisation de l'essai

I.6.1 Dispositif expérimental

Notre essai a été réalisé selon le dispositif expérimental dans le tableau suivant :

Tableau 05 dispositif expérimental de notre essai

Espèce	Plantes inoculées	Témoin
Concombre		
Courgette		

I.6.2 L'inoculation des larves infestées

I.6.2.1 Méthode d'obtention des larves L2

Les racines ramenés au laboratoire de Zoophytiatrie sont lavées à l'eau courante puis mises dans une boîte de Pétri en verre en vue d'extraire les masses d'œufs. Cette opération s'est déroulée sous une loupe binoculaire au grossissement (x10) ou (x25), par la méthode de forceps en utilisant deux aiguilles entomologiques.

Les masses d'œufs isolées des femelles de *Meloidogyne* (15 à 30 masses) sont déposées dans de petits tamis en plastiques de 2 à 4cm de diamètre. Ces derniers sont placés dans des boîtes de Pétri contenant de l'eau distillée puis sont mises à l'étuve à 27°C en vue d'éclosion massive. Après éclosion, les larves (L2) libérées progressivement dans l'eau sont récupérées et comptées quotidiennement à l'aide d'une loupe binoculaire (x40).



A : Masses d'œufs dans un petit tamis, **B** : Des tamis dans une étuve, **C** : Des larves de *Meloidogyne*

Fig. 9 : Méthode d'obtention des larves (L2) de *Meloidogyne*

I.6.2.2 Comptage des larves du stades L2

On récupère les larves du 2^{ème} stade à l'aide d'une pipette de 1ml, on verse le contenu dans un verre de montre puis on compte les larves, chaque solution contenant des larves est soumise à un nombre de répétition de 5 fois, nous calculons après la moyenne (le totale des larves sur le nombre de répétition 5) et puis on fait la règle de trois pour le contenu récupéré après 24h d'éclosion pour avoir le nombre contenu dans la solution, Un total d'environ 4080 larves a été compté.

I.6.2.3 Technique d'inoculation

Pendant notre essai nous avons inoculés quatre pots pour chaque espèce. Le nombre de L2 inoculé est environ 500 L2 / pots.

I.6.3 Analyse nématologique

Après un suivi de 45 jours, les plants de concombre et courgette sont déracinés intégralement. Ces derniers sont nettoyés à l'eau pour les débarrassés des restes de particules de sol. Après cette opération les racines sont séchées au papier absorbant ensuite ; elles sont examinées sous loupe binoculaire (x10) afin de dénombrer les galles sur tout le système racinaire.



Fig. 10 Racine infestée courgette. (original 2015)



Fig. 11 Racine infestée concombre. (Original 2015)

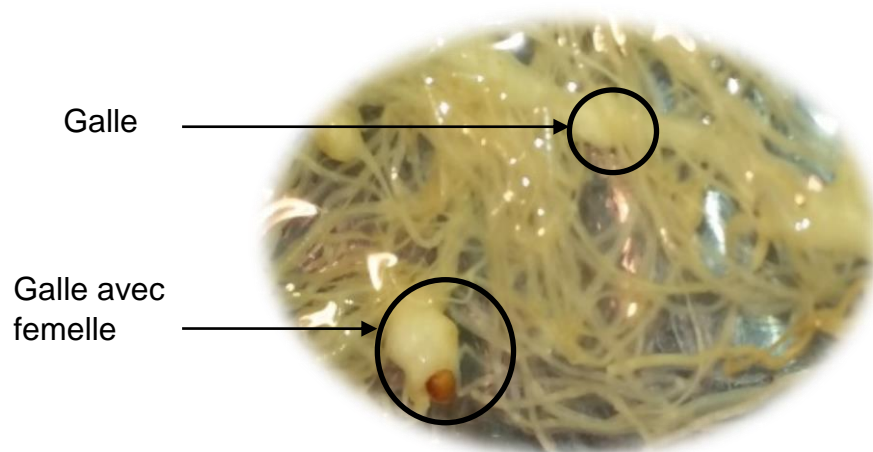


Fig. 12 Grosses galles. (original 2015)

I.6.3.1 Evaluation de l'indice de galle

L'indice de galle est une observation visuelle de l'état des racines, allant de zéro (0) pour les plants sains à cinq (05) pour les plants fortement infesté (B'CHIR et HORRIGUE, 1983). (Fig. 13)

- Indice 0 : absence de galles
- Indice 1 : quelques petites galles
- Indice 2 : nombreuses petits galles
- Indice 3 : quelques grosses galles
- Indice 4 : nombreuses grosses galles
- Indice 5 : racine complètement envahies (racines digitées)

L'évaluation de l'indice de galle a été effectuée en fin de culture aussi bien pour le Précédent que pour la culture utilisée dans l'essai.

Il consiste à prélever les plants infestés et d'évaluer leurs indices de galle selon l'échelle de B'CHIR et HORRIGUE (1983).

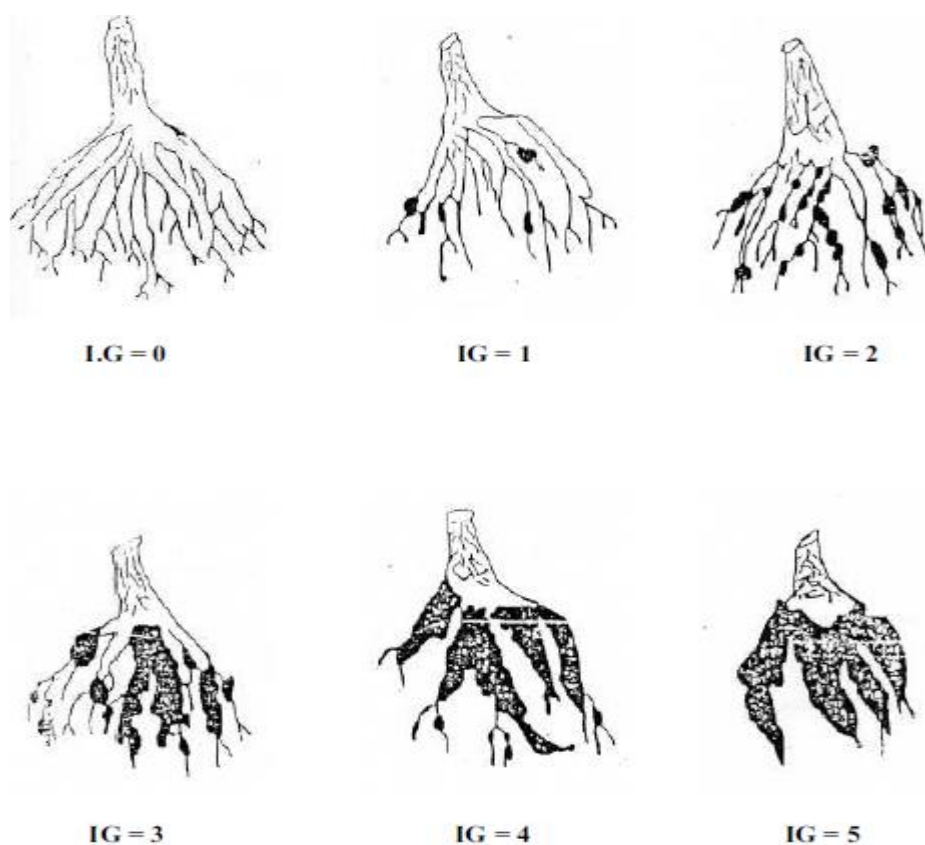


Fig. 13 : Notion de l'indice de galle (B'CHIR et HORRIGUE, 1983)

I.6.3.2 Evaluation de la réaction de la culture par l'inoculation des *Meloidogyne*

Pour apprécier l'effet de l'unoculum de *Meloidogyne* sp sur le comportement des deux variétés, nous avons examiné dans ce travail l'indice de vigueur de chaque plant (infesté et témoin) puis les trois paramètres à savoir la taille des racines, la biomasse des racines et le nombre des fleurs femelle.

I.6.3.2.1 L'indice de vigueur

L'indice de vigueur des plants est défini comme étant une notation visuelle de l'état des plants allant de 0 pour les plants dépérissant à 4 pour les plants les plus vigoureux, (AMMAR, 1986).

En effet, durant les 45 jours de culture nous avons noté deux indices de vigueur car avant l'arrachage nous avons eu une attaque de pucerons, qui ne nous a pas permis de faire un troisième indice de vigueur.

I.6.3.2.2 La taille des racines

Pour estimer la taille des racines nous avons pris les mensurations de la racine de haut en bas à l'aide d'une règle graduée.

I.6.3.2.3 la biomasse des racines

A la fin de l'expérimentation (45 jours) les plants sont dépotés la partie aérienne est séparée des racines pour chaque plant, puis chacune d'elle est pesé à l'aide d'une balance de précision pour estimer leurs biomasses.

I.6.3.2.4 Nombre des feuilles

Le nombre de feuille par plant s'est effectué sur la totalité du plant (toutes les ramifications).

Pour estimer le nombre de fleurs femelles des plants de concombre et courgette, Pendant les 45 jours du suivi expérimental nous avons fait une répétition de deux fois le comptage des fleurs femelles sur tous les plants après la moyenne des deux répétitions.

I.6.4 Analyse statistique des données

Pour effectuer les tests statistiques pour nos résultats, nous avons utilisé le logiciel (IBM SPSS statistics version 20), on a effectué la comparaison des moyennes

(ANOVA à 1 facteur) dont le but de tester s'il existe une signification statistique par rapport aux différents résultats obtenus durant notre expérimentation.

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1 Réaction de La plante a l'inoculation

II.1 .1 Variété concombre

II.1.1.1 L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur concombre

D'après les résultats dans la figure 14 et le tableau n°1 (annexe) On remarque que la moyenne de l'indice de vigueur pour les plants infestés est presque identique 3,25 par rapport au témoin est de 3.

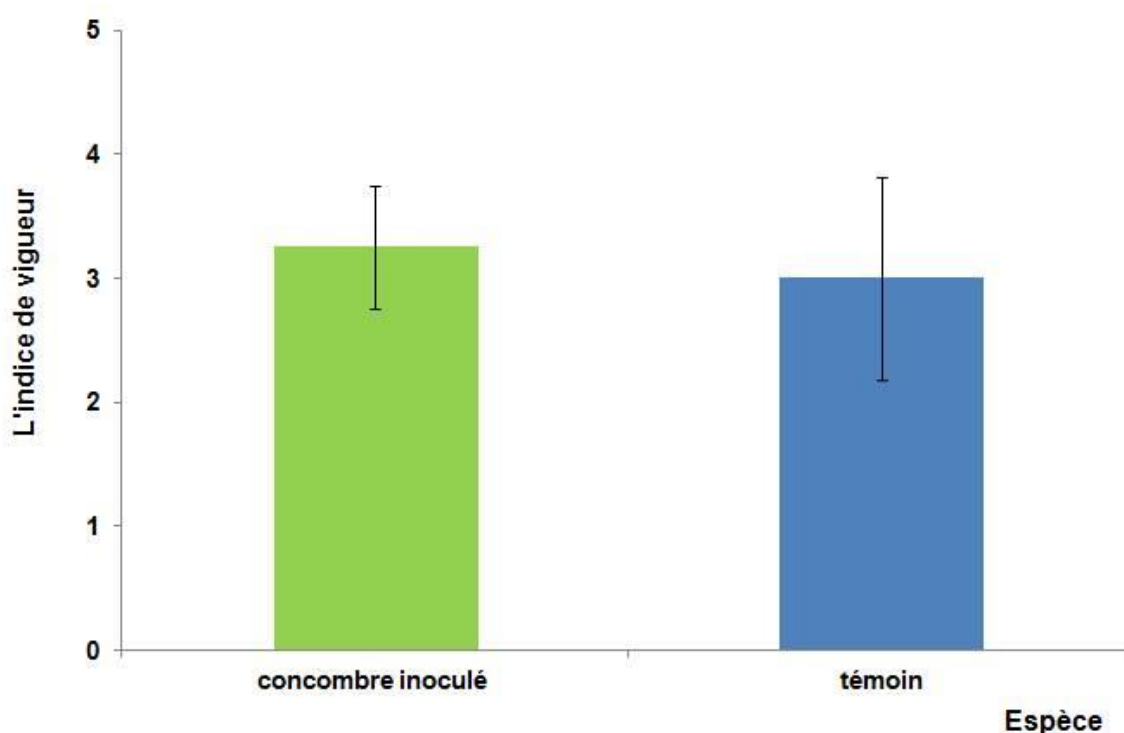


Fig.14 L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur concombre.

II.1.1.2 La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur concombre

D'après les résultats relatifs à la taille moyenne des racines dans le tableau n°2 (annexe) et dans la figure 15 On note que la taille moyenne des racines de l'infestés est plus élevé (40 cm) par rapport au témoin (32 cm).

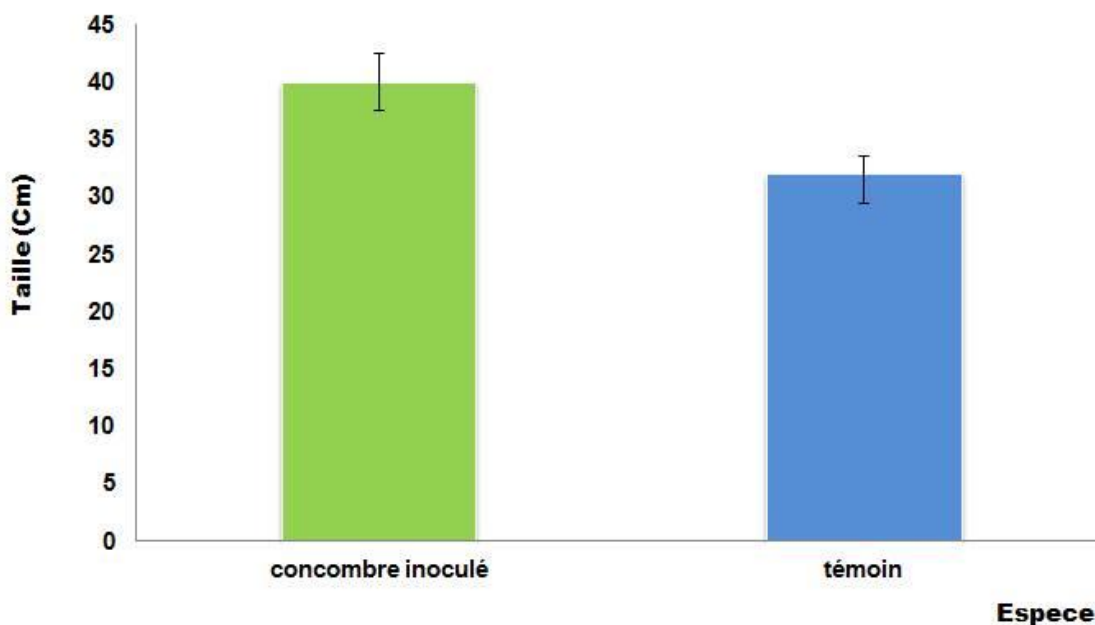


Fig. 15 La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur concombre.

II.1.1.3 Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur concombre

Les résultats obtenus dans la figure 16 et le tableau n°2 (annexe) montrent que le poids moyen des racines de concombre inoculés est plus grand (18,83 g) par rapport au témoin qui marque un poids de (13,45 g).

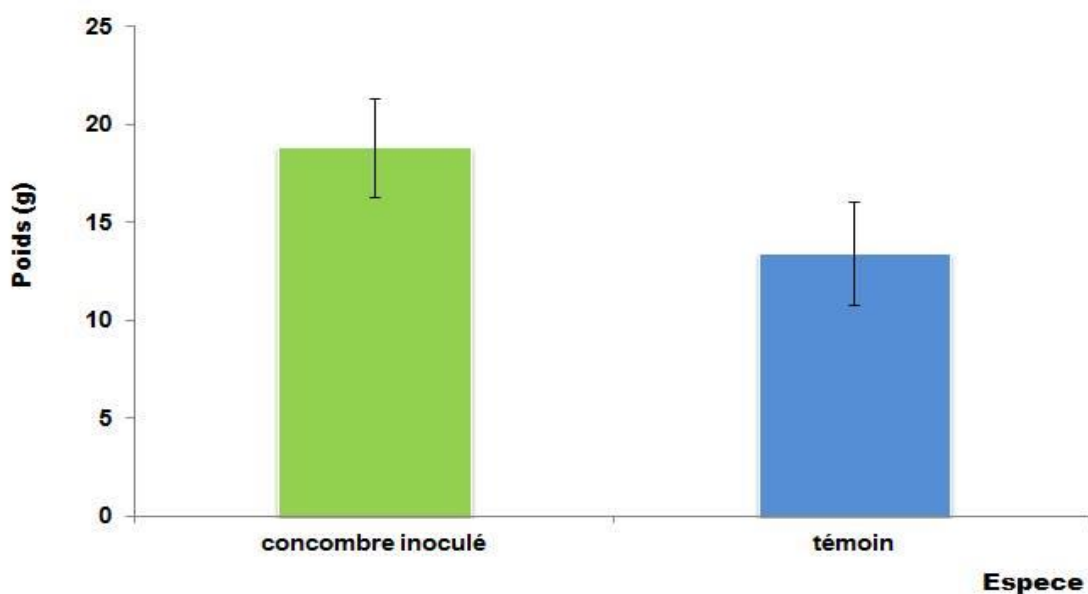


Fig.16 Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur concombre.

II.1.1.4 Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur concombre

Les résultats consignés dans la figure 17 et le tableau n°2 (annexe) montrent que durant 45 jours de culture, nous avons compté un nombre moyen de fleurs femelle important. En effet le nombre de fleurs femelle est de 5,25 pour l'infestés par rapport au témoin 7.

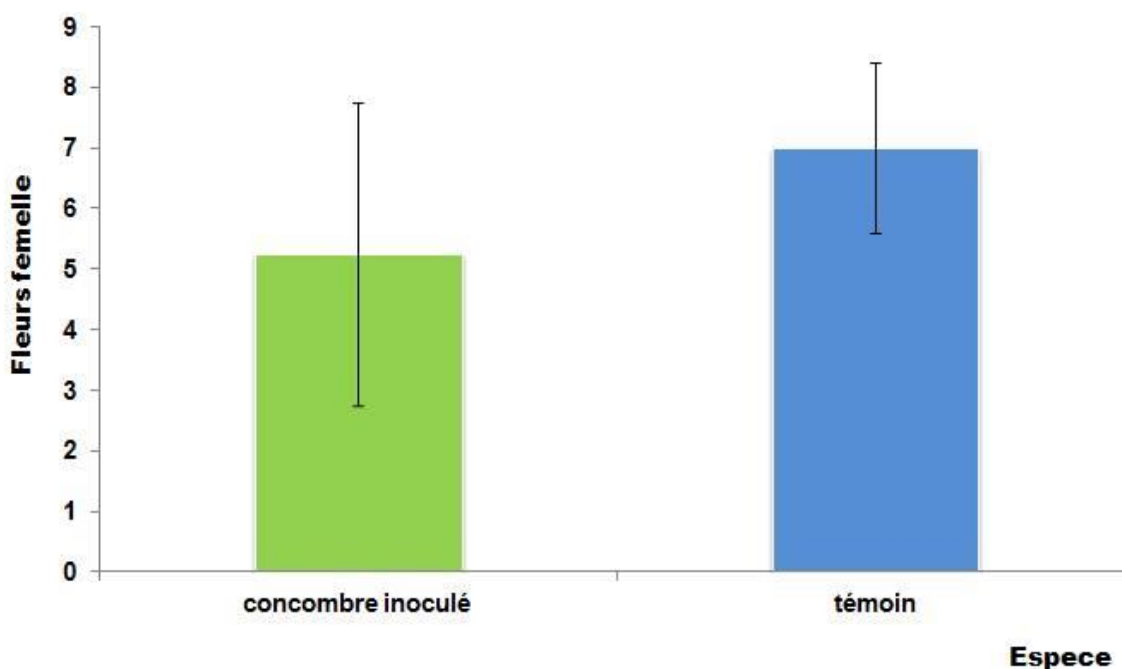


Fig.17 Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur concombre

Tableau 6 modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur (concombre).

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	,300	2	,150	,441	0,666
Intra-groupes	1,700	5	,340		
Total	2,000	7			

- l'indice de vigueur

L'analyse statistique dans le tableau n°06 ne montre aucune signification existante entre l'inoculé et le témoin pour le concombre pour l'indice de vigueur ($p=0,666$; $p>0,05$).

Tableau 7 modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de la plante (concombre)

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
taille	Inter-groupes	1	128,000	29,538	0,002
	Intra-groupes	6	4,333		
	Total	7			
poids	Inter-groupes	1	57,889	8,682	0,026
	Intra-groupes	6	6,667		
	Total	7			
fleurs	Inter-groupes	1	6,125	1,485	0,269
	Intra-groupes	6	4,125		
	Total	7			

L'application du logiciel IBM SPSS statistiques version 20, nous a permis d'effectuer la comparaison des moyennes (ANOVA à 1 facteur)

- **La taille**

La taille moyenne des racines diffère significativement entre les plants témoins et infestés, Comme le montre l'analyse statistique dans le tableau n°07. ($p=0,002$; $p < 0,05$).

- **Le poids**

L'analyse statistique dans le tableau n°07 montre une différence significative entre les plants témoins et infestés de chaque espèce ($p=0,026$; $P < 0,05$).

- **Nombre de fleurs**

L'analyse statistique dans le tableau n°07 révèle des différences non significatives entre les plants témoins et infestés ($p=0,269$; $p > 0,05$).

II.1.2 variété courgette de quarantaine

II.1.2.1 L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine

D'après les résultats dans la figure 18 et le tableau 3 (annexe) on remarque que la moyenne de l'indice de vigueur pour les plants infestés est presque identique 3,75 par rapport au témoin est de 3.

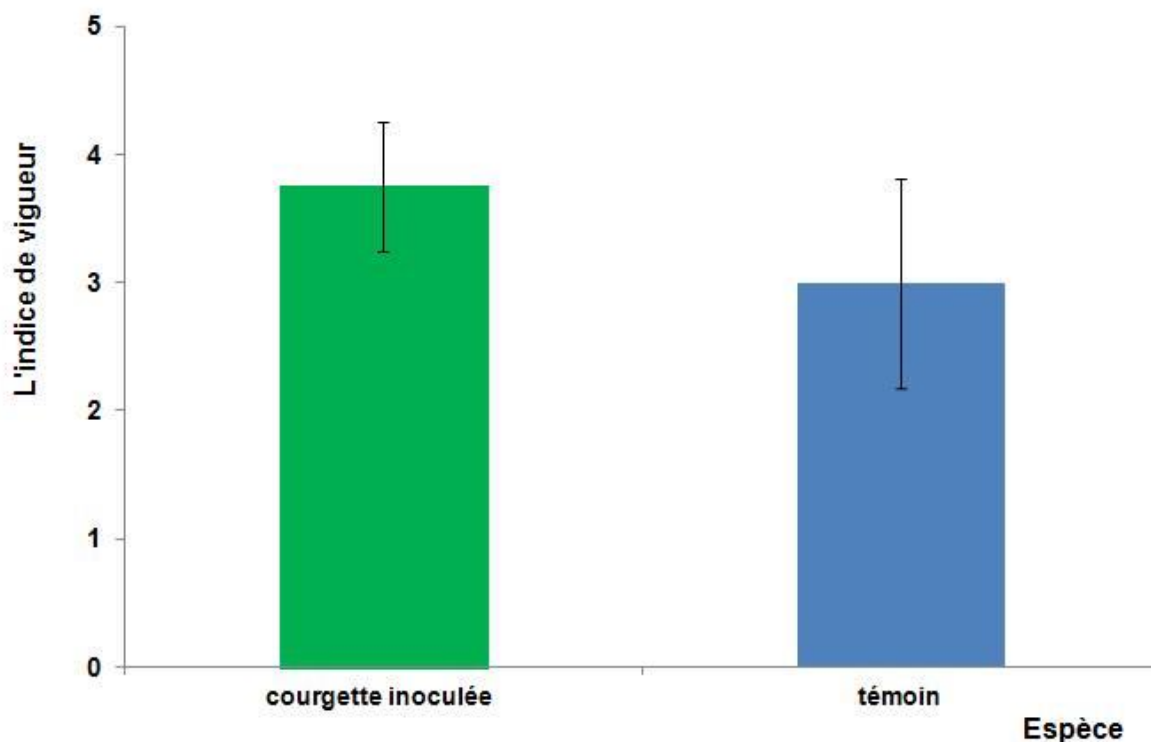


Fig.18 L'évolution de l'indice de vigueur en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine.

II.1.2.2 La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine

D'après les résultats relatifs à la taille moyenne des racines dans le tableau n°4 (annexe) et dans la figure n°19 On note que la taille moyenne des racines pour l'infestés est plus élevé (22 cm) par rapport au témoin (14,25 cm).

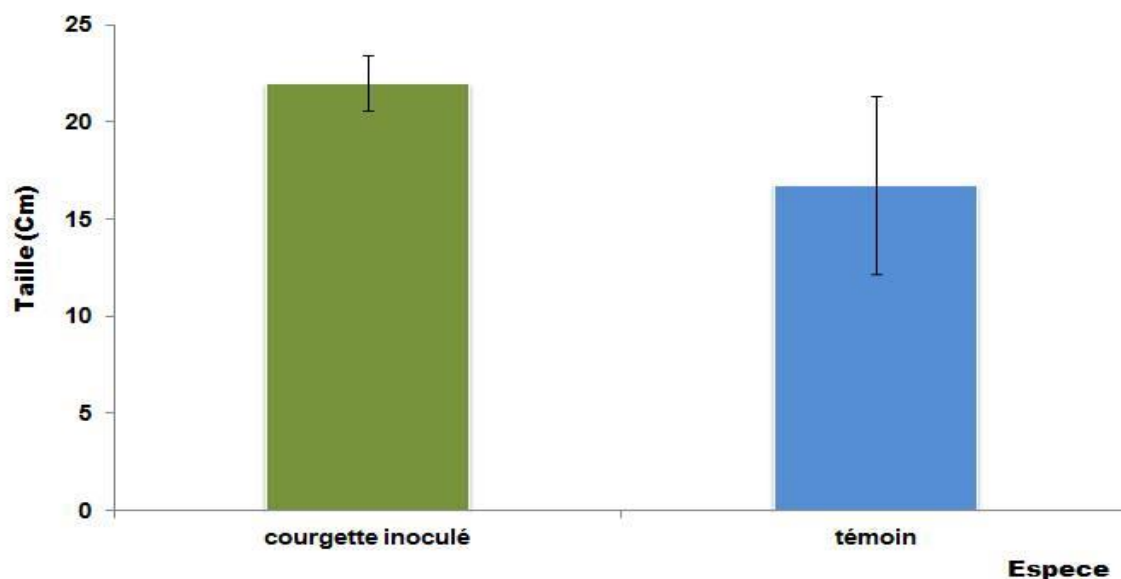


Fig.19 La taille moyenne des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine.

II.1.2.3 Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine

Les résultats obtenus dans la figure 20 et le tableau n°04 (annexe) montrent que le poids moyen des racines est de 5,8 g pour l'infesté par rapport au témoin (3,13 g).

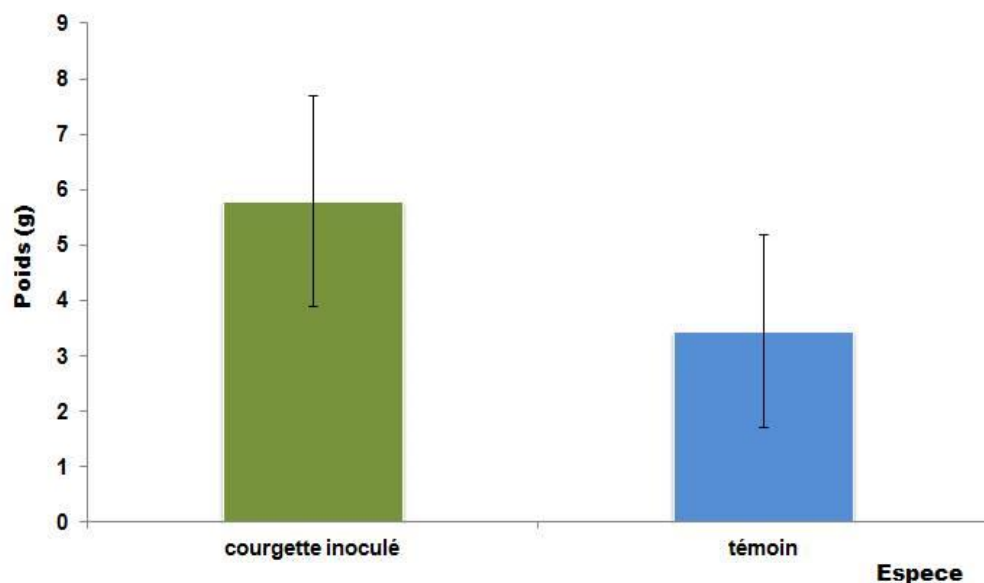


Fig.20 Poids moyen des racines en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine.

II.1.2.4 Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine

Les résultats consignés dans la figure 21 et le tableau n°04 (annexe) montrent que durant 45 jours de culture le nombre de fleurs femelle est de 3,75 pour l'infestés par rapport au témoin est de 4.

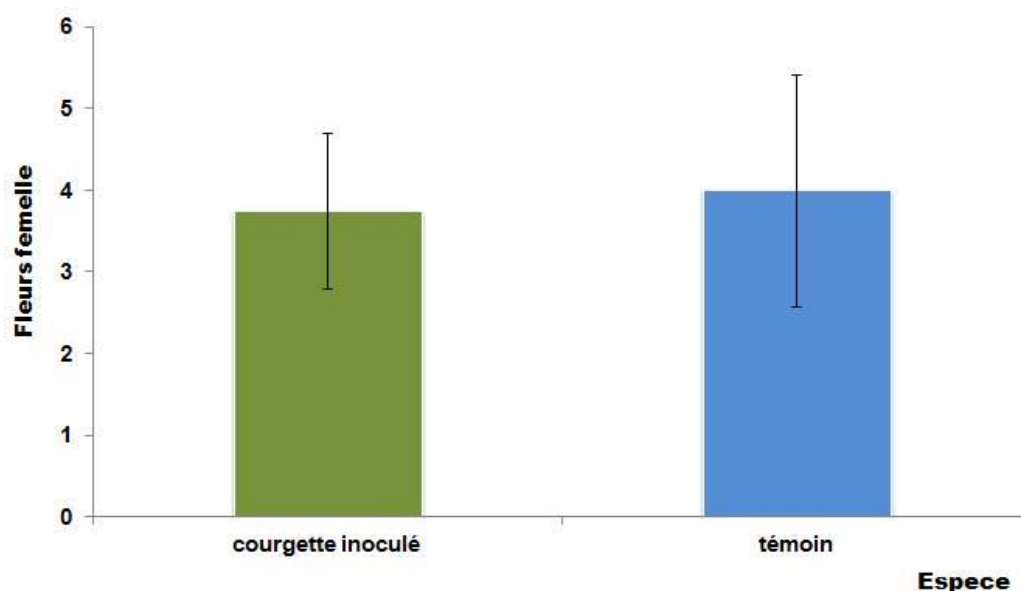


Fig.21 Nombre de fleurs femelles moyen en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne* sur courgette de quarantaine.

Tableau 8 modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur (courgette)

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	1,125	1	1,125	2,455	0,168
Intra-groupes	2,750	6	,458		
Total	3,875	7			

L'analyse statistique dans le tableau n°08 ne montre aucune signification existante entre l'inoculé et le témoin pour la courgette ($p=0,168$; $p>0,05$).

Tableau 9 modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de la plante (courgette).

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
taille	<u>Inter-groupes</u>	1	55,125	4,811	0,071
	Intra-groupes	6	11,458		
	Total	7			
poids	<u>Inter-groupes</u>	1	11,045	3,315	0,118
	Intra-groupes	6	3,332		
	Total	7			
fleurs	<u>Inter-groupes</u>	1	0,125	0,086	0,780
	Intra-groupes	6	1,458		
	Total	7			

L'application du logiciel IBM SPSS statistiques version 20, nous a permis d'effectuer la comparaison des moyennes (ANOVA à 1 facteur)

- **La taille**

La taille moyenne des racines ne diffère pas significativement entre les plants témoins et infestés, Comme le montre l'analyse statistique dans le tableau n°09. ($p=0,071$; $p < 0,05$).

- **Le poids**

L'analyse statistique dans le tableau n°09 montre une différence non significative entre les plants témoins et infestés de chaque variétés ($p=0,118$; $P < 0,05$).

- **Nombre de fleurs**

L'analyse statistique dans le tableau n°09 révéle des différences non significatif entre les plants témoins et infestés ($p=0,780$; $p < 0,05$).

II.1.3 Comparaison de l'indice de vigueur moyen des deux variétés

D'après les résultats relatifs dans la figure 22 et les tableaux n°1 et n°3 annexe on remarque l'indice de vigueur de la courgette de quarantaine 3,75 est presque identique que celui du concombre 3,25.

D'après les résultats statistiques dans les tableaux 01 et 03 on remarque qu'il n'y a aucune différence significative entre les deux espèces concombre et courgette de quarantaine.

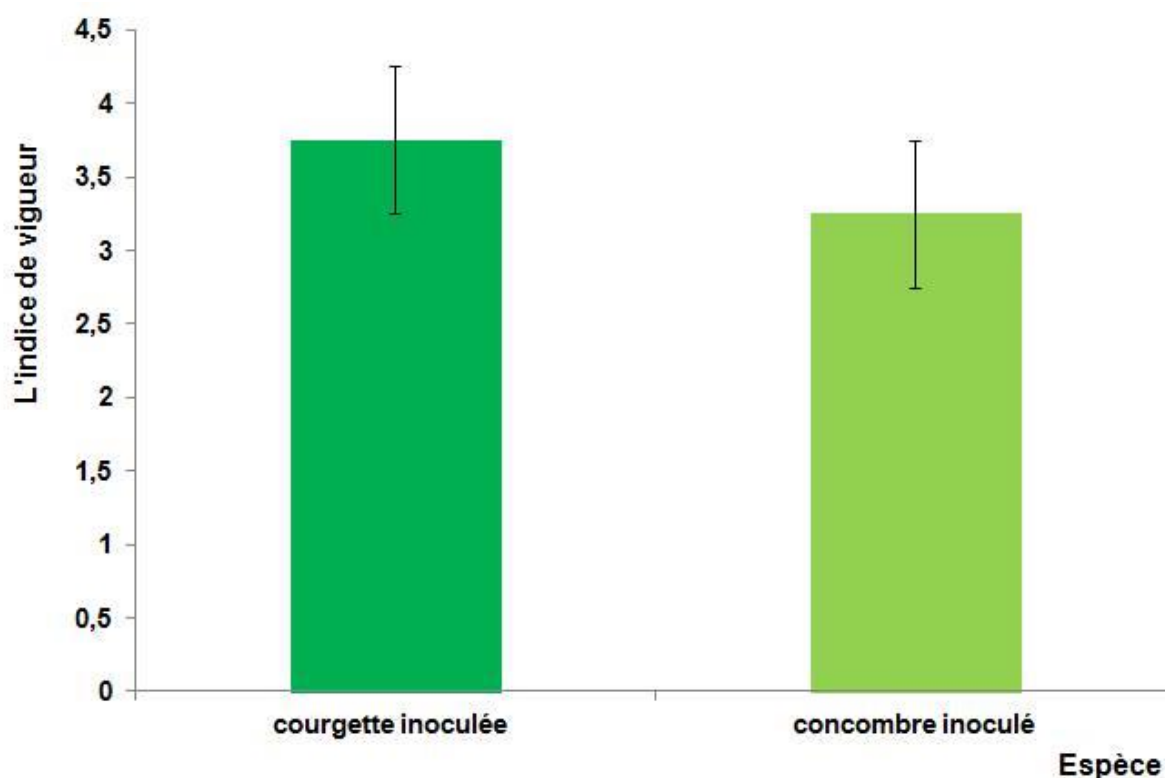


Fig.22 Comparaison de l'indice de vigueur moyen en fonction de l'inoculum des *Meloidogyne* sur les deux variétés.

II.2 L'évolution de la Nématofaune sur les deux variétés de cucurbitacées

II.2.1 L'indice de galle moyen des deux variétés en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne*

D'après les résultats relatifs dans la figure 23 et le tableau n°5 annexe on remarque que l'indice de galle moyen est de 2,5 pour le concombre par rapport à la courgette de quarantaine est de 1,5.

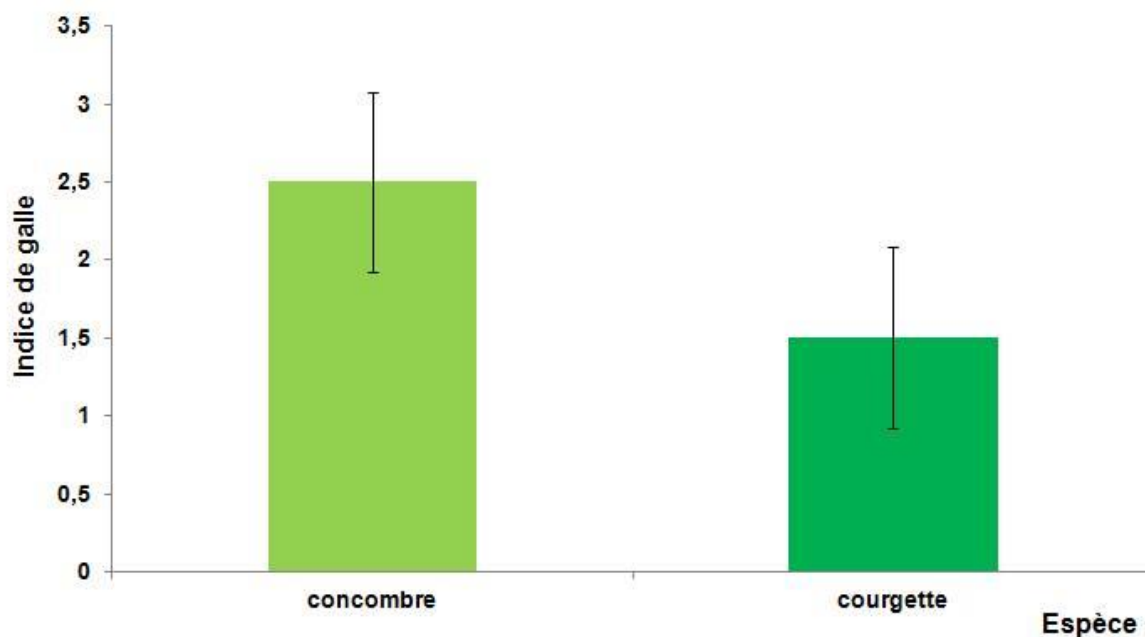


Fig.23 L'indice de galle moyen des deux variétés en fonction de l'inoculum de *Meloidogyne*

Tableau 10 modèle ANOVA à 1 facteur montre la signification de l'indice de vigueur des deux espèces.

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	2,000	1	2,000	6,000	0,050
Intra-groupes	2,000	6	,333		
Total	4,000	7			

D'après les résultats statistiques dans le tableau 10 on remarque l'indice de galle est marginal significative entre les deux espèces. ($p=0,050$; $p<0,05$).

II.3. Discussion:

Les résultats obtenus durant une période de 45 jours de conduite ont donné un indice de vigueur presque identique pour les plants témoins et infestés pour les deux variétés.

Les observations sur l'évolution de la population des *Meloidogyne* durant une période de 45 jours révèlent l'obtention d'un indice de galles moyen plus important sur le concombre que la courgette de quarantaine vu le seuil de nuisibilité chez les cucurbitacées.

Le comportement des plantes montre que pendant toute la durée de l'expérimentation (45 jours), les plants des 02 lots (témoins et inoculés) ont une croissance continue, la croissance moyenne des plants est plus importante chez les plants inoculés que chez les plants témoins qui font une croissance continue et stable, par contre les plants inoculés présentent une croissance plus élevée qui peut s'expliquer par le stress de la plante.

En effet comme la constaté Wallace, 1963, l'entrée des nématodes dans les racines stimule la croissance de la plante par la formation des cellules géantes à l'origine de l'apparition de galles, d'où cette augmentation considérable de la croissance de ces plants. Cette tendance s'inverse après vingt jours à cause de la multiplication des nématodes dans les racines infestées. Les résultats ont montré que les juvéniles de *Meloidogyne* pénètrent les racines des plantes hôtes cinq à neuf jours après inoculation. Ces nématodes détournent à leur profit, le métabolisme de la plante. Ceci se traduit par un ralentissement de la croissance (De Guiran, 1992 Tabula, 1995).

Concernant la biomasse des plants, deux faits essentiels expliquent le fait que la biomasse de parties souterraines des plants inoculés est supérieure à celles des témoins à savoir: la formation d'une part de galles et des racines noueuses d'autre part. En effet, la pénétration des nématodes dans les racines entraîne l'apparition des cellules géantes (Delorme, 1991) qui sont à l'origine de la formation de galles. Cette formation de galles au niveau des racines a pour conséquence l'apparition de nouvelles racines appelées racines noueuses (Wallace, 1970). Ces racines viennent

en appoint au ravitaillement de la plante en éléments minéraux (eau et ions minéraux). Les nématodes présents dans des galles des racines détournent à leur profit, les éléments minéraux que la plante puise dans le sol. Pour palier cela, la plante réagit en formant des nouvelles racines appelées racines noueuses, d'où l'augmentation de la biomasse des parties souterraines.

En ce qui concerne le nombre moyen de fleurs femelles, les résultats ont montré que le témoin est plus important que l'infesté ce qui est du soit à la non pollinisation, la hausse température des serres, ou l'effet de l'inoculum.

L'indice de galles est un paramètre essentiel pour l'étude de l'infestation des parcelles ou des serres, et permet également de déduire la sensibilité, la tolérance ou la résistance des variétés utilisées.

En effet, après 45 jours de culture des deux variétés en pots avec un inoculum de 500 L2/ pot, il apparait que ces variétés semblent présenter une sensibilité vis-à-vis des larves infectantes de *Meloidogyne* spp). Leur indice de galles moyen est de 2,5 pour concombre et 1,5 pour courgette de quarantaine qui est beaucoup important pour le concombre et moins important pour la courgette de quarantaine que le seuil de nuisibilité qui est 3 pour les Cucurbitacées.

Le Concombre (*Cucumis sativus* L.) est très sensible aux nématodes à galles (*Meloidogyne* spp.) qui réduisent considérablement la productivité de cette culture (Fassuliotis, 1979; Netscher et Sikora, 1990; Wehner et al., 1991). Récemment, *C. sativus* var. *hardwicki* ligne LJ 90430 a été sélectionnée pour être résistant à *M. arenaria* et *M. javanica* (Walters et al, 1996;. Walters et Wehner, 1997).

Il existe peu de cultures maraîchères naturellement résistantes aux nématodes à galles. Pour le concombre, les salades ou la carotte, certaines variétés sont moins sensibles que d'autres (résistances partielles). Il existe également des porte-greffes « courges » apportant plus de vigueur aux Cucurbitacées permettant ainsi de minimiser les dégâts. A ce jour, seulement quelques espèces de plantes ont montré des potentialités de résistance totale aux nématodes à galles: la carotte (gène Mj-1), le coton(gènes MIC-3, rkn-1, Mi1), les prunus (gènes Ma), la tomate (gènes Mi), la

pomme de terre(gènes Rmc1, MfaXII), les piments/poivrons(gène N et gènes Me), (Djian-Caporalino et *al.*, 2008).

Dans certaines exploitations, même les tomates, aubergines, melons ou concombres greffés sur porte-greffe résistants sont attaqués. La cause n'a pas été déterminée. Plusieurs hypothèses sont posées. On sait en effet que le gène *Mi-1* présent dans les porte-greffes tomate et aubergine n'est pas actif lorsque la température du sol dépasse 30 °C. Mais on sait également que ce gène ne contrôle pas l'espèce de nématode à galles *Meloidogyne hapla* (*M. arenaria* et *M. incognita* contrôlées par le gène *Mi-1* sont les espèces prédominantes du sud de la France mais on commence à y déceler *M. hapla*). Enfin, suite à de fortes pressions d'inoculum, le gène *Mi-1* peut être contourné par des populations dites virulentes (qui se développent sur plantes résistantes). (Djian-Caporalino,2010).

Des gènes de résistance n'ont pas été trouvés dans toutes les espèces cultivées dans les rotations maraîchères classiques. C'est notamment le cas des Cucurbitacées (melon, courgette, etc.), des aubergines (à l'exception de certains porte-greffes) et des salades, pour lesquelles aucun génotype résistant n'a été identifié (Castagnone-Sereno et, Djian-Caporalino 2011).

Aujourd'hui, la résistance n'est cependant disponible que pour les Solanacées. Elle repose sur l'utilisation d'un même gène de résistance, le gène *Mi-1*, depuis 60 ans. Ce gène ne confère pas de résistance à toutes les espèces de nématodes (pas de résistance à *M. hapla*), et on observe également de plus en plus de contournements par l'apparition de populations de nématodes virulentes (VEDIE, 2012).

En outre, Walters et al. (1997) ont rapporté le gène conférant une résistance à *M. javanica* comme un seul gène récessif, *mj*. En cultures de melon, à notre connaissance, aucune référence n'a été recensée sur l'existence de variétés résistantes au *Sclerotinia* ou aux *Meloidogyne*. Sur cucurbitacées, il n'existe pas de porte-greffe résistant aux nématodes à galles actuellement malgré de nombreuses recherches par exemple sur concombre (Walter *et al*, 1997) ou sur pastèque (Thiès *et al*, 2010). Le greffage sur porte-greffe courge est principalement utilisé contre la fusariose mais aussi pour réduire la gravité des attaques de nématodes par le biais

d'une vigueur et d'une adaptation aux conditions de sol difficiles plus importantes (Neshev, 2007 ;Djian-Caporalino *et al*, 2009).

Conclusion

Dans cette étude, nous avons essayé de montrer l'importance de l'utilisation des espèces résistantes comme moyen de lutte efficace contre les nématodes phytoparasites.

L'étude préliminaire de l'effet d'un inoculum important de larves infestées de *Meloidogyne* vis-à-vis des variétés de cultures maraichères (concombre et courgette de quarantaine) a donné une réaction variable en fonction de chaque paramètre étudié.

Il apparaît à travers les résultats obtenus que ces deux variétés ont donné un indice de vigueur presque identique pour les deux pots (témoin et inoculé) durant les 45 jours de conduite.

En ce qui concerne la croissance moyenne des plants, les résultats ont montré une croissance plus importante chez les inoculés que les témoins. Qui peut s'expliquer par le stress de la plante.

Concernant la biomasse des parties souterraine des plants inoculés est supérieur à celles des témoins, ce qui s'explique par l'apparition des nouvelles racines appelées racines noueuses.

Pour le nombre de fleurs femelles, les résultats ont donné des différences non significatives pour les plants témoins et infestés, ce qui explique que l'inoculum de 500 L2 par plant est sous effet sur le nombre de fleurs.

Les observations sur l'évolution de la population des *Meloidogyne* une période de 45 jours révèlent l'obtention d'un indice de galles de 2,5 pour concombre et de 1,5 pour courgette pouvant expliquer ainsi leur sensibilité vis-à-vis des *Meloidogyne*.

Des résultats obtenus nous renseignent sur la sensibilité plus ou moins importants sur le concombre que sur la courgette de quarantaine.

Il serait donc intéressant de poursuivre les essais avec plusieurs populations de différentes régions avec plusieurs spéculations sur plusieurs années pour donner un plant de culture suivant les régions, la virulence des nématodes et le degré d'infestation.

Références bibliographiques

AMMAR E., 1986- *Incidence de la succession de culture de tomate sensible et résistante sur l'évolution des caractères bio écologique des populations Meloidogyne spp (Nematoda-Heteroderidae).* D.E.A d'écologie appliquée, Fac, Tunis p.p.3,9-12.

APPERT J. et DEUSE J., 1982 - Les ravageurs des cultures vivrières et maraîchères sous les tropiques. C.D.A.R.S., 18 p.

B'Chir M.M. et Horrigue N., 1984- Etablissement d'un modèle expérimental pour tester l'efficacité des produits nématicides homologués sur les Meloidogyne associés à la culture de melon « *Cucumis melo* » sous abris-serres. *Ann. I.N.R.A.T.*, 55(3), Ariana, 30 p.

B'CHIR M.M., 1983 – Mise au point d'une méthode de lutte intégrée, associant un agent biologique et une substance chimique, pour combattre les Meloidogynes sous abris plastiques en Tunisie. *Rev. Nématol.*, Vol. 48, n° 2, pp. 421-432.

BACHELIER G., 1978- La faune des sols, son écologie et son action O.S.T.O.M., n°38, Paris, 335p.

BESRI.M, BOUAMAR .M, LHOSTE. M, 2007 Principale maladies des cucurbitacées 40p 50p

BIRD A.F.,1959-The anractiveness of roots to the plant parasitic nematodes Meloidogyne javanica and Meloidogyne hapla. *Nematologica*, 4 : 322-335.

BIRD A.F. et WALLACE H.R. ,1966- The influence of temperature on *Meloidogyne hapla* and *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* 11:581-589.

BRID A.F.,1972- Influence of temperature on embryogenesis in *Meloidogyne javanica*. *Journal of Nematology.*, 4:206–213.

BIRD A.F. et LOVEYS, B.R., 1975- The incorporation of photosynthetates by *Meloidogyne javanica*. *J. Nemmol.* , 7: 111– 113

BROWN D.J.F. et SWAIN B.1974-Caractérisation chez les nématodes *Meloidogyne Goeldi (Tylenchida)* de types virulents vis à vis du gène Mi de la tomate dans deux zones maraîchères au Sénégal. *Agronomie*, 9 : 877-884.

CASTAGNONE-SERENO P., DJIAN-CAPORALINO C, 2011-Lutte contre les nématodes à galles en cultures maraîchères : des recherches pour promouvoir la durabilité des résistances variétales. *Innovations Agronomiques* 15, 55-64

Références bibliographiques

CAYROL J. C., 1970- *Contribution à l'étude de labiologie d'un nématode mycophage Ditylenchus myceliophagus, (Nematoda : Tylenchidae).* Thèse, Fac. des Sci., Nice. 177 p.

CAYROL J.C, 1971 - *Rôle des nématodes dans l'équilibre biologique des sols, influence des traitements nématicides .* Ed. A.C.T.A., Paris, 273 p.

CHAUX C., FOURU C., 1994- *Les productions légumières Tome 3: Légumineuses potagères Légumes fruits.* Ed. Agriculture d'Aujourd'hui, Technique et documentation, Lavoisier, Paris, 563 pages.

DE GUIRAN G et NETSCHER C., 1970- Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites de cultures tropicales. *Cah. O.R.S.T.O.M., Serie Bio., n°11, p.p. 151-186.*

DE GUIRAN G., 1971- *Le problème Meloidogyne et autres nématodes sur cultures vivrières, Tabac, Caféier, Riz.* Ed. ACTA. Paris, France. p.p.447-474.

DE GUIRAN, G. et DEMEURE, Y. 1978- Influence du potentiel hydrique des sols sur les masses d'œufs de *Meloidogyne incognita*. *Nematoda : Meloidogynidae. Revue Némtol., 1 : 119-134.*

DE GUIRAN, G. et VILLEMI M.A., 1979- *Etude de la diapause embryonnaire des œufs de Meloidogyne incognita en culture monoxénique : technique d'inoculation, influence de l'âge de la mère et de la nutrition en potassium.* *Revue Némtol. 3 (2) : 161-166.*

DE GUIRAN G., 1992- Etude comparative de la pénétration de *Meloidogyne javanica* et *Meoidogyne incognita* dans les racines des plantes-hôtes et non- hôtes. *Cah. O.S.T.R.O.M, série Biol., 10, p.p.185-206.*

DELORME S., 1991- *Les plantes maraîchères* INRA. Paris, p. 119.

DEMEURE Y., 1978- Les causes de la survie de certains nématodes phytoparasites "scutellonema caenessi et *Meloidogyne* spp." Pendant la saison sèche dans le sahel sénégalais. THÈSE 3^{ème} Cycle Université Claude Bernard Lyon-1, 92 p.

DJIAN-CAPORALINO C., VEDIE H., ARRUFAT A. 2009- Gestion des nématodes à galls : lutte conventionnelle et luttés alternatives. L'atout des plantes pièges. *Phytoma, la défense des végétaux. 624 : 1-18.*

Références bibliographiques

DJIAN-CAPORALINO C., 2010- Nématodes à galles, des ravageurs de plus en plus préoccupants Résultats de trois ans d'enquête dans quinze régions françaises. *PHYTOMA La Défense des Végétaux* n° 638

DJIAN-CAPORALINO C., 2010- Nématodes à galles, des ravageurs de plus en plus préoccupants. *PHYTOMA La Défense des Végétaux* 638, 43-49.

DOMMERGUE S. Y., MANGENOT F.,1970- *Écologie microbienne du sol*. Ed. Masson et Cie, Paris,796 p.

DROPKIN V. H. et NELSON P.E., 1960- The histopathology of root-knot nematode infections in soybeans. *Phytopathology* 50, 442-447.

EI-KEBIRI L., 1993- *Contribution a l'étude de l'état d'infestation des cultures maraichère sous-serres par les Meloidogyne dans quelques régions littorales Algérois*. These.Ing.Agro.Blida, 53p.

FASSULIOTIS G., 1979- *La sélection végétale pour la résistance au nématode à galles.(Meloidogyne): systématique, et biologie de contrôle*. Ed. Academic Press, New York, USA

GAPASIN R.M., VALDEZ R.B. et MENDOZA E.M.T., 1988- Phenolic involvement in sweet potato resistance to *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne javanica*. *Ann. Trop. Res.*, 10 : 63-75.

GOELDI E.A. ,1892- Relatorio sobre et moleatia de cafeeiro na pmvincia do rio de Janeiro. 3 In : Jepson, S.B. (Ed.), Identification of root-hnot nematodes (Meloidogyne species) C.A.B. International, 265 pages. Identification of genes for host resistance to *Meloidogyne incognila*. *Nematologica*, 19: 546-550.

JATALA P. et RUSSEL C.C.,1972- Nature of sweet potato resistance to *Meloidogyne incognita* and the effects of temperature on parasitism.*J. Nematol.*4: 1-7.

JEPSON S.B., 1987- *Identification of root-knot nematodes (Meloidogyne species)*. Ed.CAB International, Wallingford, 265 p.

JONES F.G.W.,1982 - The sol plant environment in plant nematology. Ed.Southey, London, 142 p.

KHAN A.A. et ALAM M.M., 1985- Control of *Meloidogyne incogniru* on tomato by chemical dip. *Pak. Journ. Nentatol.*, 3: 105-109.

KOCHBA J. et SAMISH R.M., 1971- Effect of kinctinc : alpha-1-naphtylacetic acid on root-knot nematode in resistant and susceptible peach rootstock. *Journ. Am. Soc. Hort. Sci.*, 96: 458-461.

Références bibliographiques

KUMARI R., VERMA K.K., DHINDSA K.S. et BHATTI D.S., 1987- Screening of aerial parts of *Datura*, *Ipomea*, *Tagetes* and *Lawsonia* for their nematicidal control activity on *Meloidogyne javanica*. *Agric. Sci. Digest India*, 7: 2 13-216.

LAMBERT F. et CIRULLI, M., 1970- Prove preliminari di lotta a nematodi del gen. *Meloidogyne* su Pomodoro con due nematocidi sperimentali. *Italia agric.*,107:721-723.

LAMBERTI F.,1979- *Chemical and cultural methods of control Root-knot nematodes (Meloidogyne)*. *Systematics, biology and control*. Academic Press, London: 341-357.

LOEWENBERG JR, SULLIVAN T. et SCHUSTER M.L., 1960-The effect of pH and minerals on the hatching and survival of *Meloidogyne incognita* larvae. *Phytopathology*; 50:215–217.

MUKHOPADHYAYA M.C., et KRISHNAMOORTHY H.N. ,1971- Effect of ethrel on root-knot nematodes *Meloidogyne javanica*. *Indian J. Nematol.*, 1: 112-115.

NETSCHER C., 1970- Les nématodes parasites des cultures maraîchères du Sénégal. *Cah. ORSTOM Sér. Biol.*, 11: 209-229.

NETSCHER C., 1976- Observation and preliminary studies on the occurrence of resistance breaking biotypes of *Meloidogyne* spp.011 tomate. *Cah. ORSTOM Ser. Biol.*, 11: 173- 178.

NETSCHER C., 1983- Control of *Meloidogyne incognita* in vegetable production by crop rotation in Ivory Coast. *Acta Hort.*, 152 : 219-225.

NETSCHER C. et SIKORA R.A., 1990- *Nématodes parasites des plantes dans l'agriculture subtropicale et tropicales*. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.

OMWEGA C.O., THOMASON I.J. et ROBERTA, P.A., 1990- A single dominant gene in common bean conferring resistance to the three root-knot nematode species. *Phytopathol.*, 80: 745-748.

PAPADOPOULOS A. P., 1992- Serriculture en terre et hors sol des concombres sans graines. *Phytopathol.*, 80 : 745-748.

PITRAT M., 2003- *Histoires de légumes : des origines à l'orée du XXIe siècle*. Paris : Institut National de la Recherche Agronomique, 2003.

PROT J.C., 1975-Recherches concernant le déplacement des juvéniles de *Meloidogyne* spp. vers les racines. *Cah. ORSTOM Sér. Biol.*, 10 : 251.

PROT J.C., 1976- Amplitude et cinétique des migrations des nématodes *M. javanica* sous l'influence d'un plant de tomate. *Cah. ORSTOM Sér. Biol.*, 11 : 157-166.

PROT J.C. et VAN GUNDY S.D., 1981- Influence of photoperiod and temperature on migrations of *Meloidogyne* juveniles. *J. Nematol.*, 13: 2 17-220

Références bibliographiques

REDDY P., 1983 - *Plant Nematology*. Ed. Agri. Publ. Acad., India, 287 p.

RITTER M., 1971 - *Les nématodes et l'agriculture in les nématodes des cultures*. A.C.T.A., Paris, pp. 9-62.

RITTER M., 1973- Cycle et développement des *Meloidogyne*. OEPP/ITPO Bull. 9. PP. 53 – 59

RITTER M., 1985 - Connaissance nouvelles sur la biologie des nématodes, conséquences pratiques .*Rev.Agri. France*, T.71, n° 7, pp. 691-701.

RODRIGUEZ-KABANA R., WEAVER C.F. et KING P.S. ,1985- Combination of 1,3-D & aldicarb for management of *Meloidogyne arenana* in peanuts. *Nematropica*, 15: 93- 106.root-knot nematodes *Meloidogyne javanica*. *Indian J. Nematol.*, 1: 112-1 15.

RODRIGUEZ-KABANA R., IVEY H. et BACKMAN P.A., 1987- Peanut-cotton rotation for the management of *Meloidogyne arenaria*. *J. Nematol.*, 19 : 484-486.

ROSSNER J. et ZEBITZ C.P.W. ,1986- Effect of neem products on nematodes and growth of tomato (*Lycopersicon esculentum*) plants. In : Schmutterer, H. & Ascher, K.R.S. (EdS.) *Natural pesticides from neem tree (Azadirachta indica) A. Juss, and other tropical plants*. Proc. 3rd International Neem Conference, Nairobi, Kenya, 10-15 July 1986.

SCOTTO LA MASSESE C., 1971- Nouveaux hôtes et nouvelle localisation d'un nematode (*Cacopaurus pestis* Thorne) *Phytoma*, 233 14.

SIDHU G.S. et WEBSTER J.M., 1973- Genetic control of resistance in tomato. 1. Identification of genes for host resistance to *Meloidogyne incognita*. *Nematologica*, 19: 546-550

SIKORA R.A., RECKHAUS P. et ADAMOU E., 1989- Presence, distribution.;and importance of Plant parasitic nematodes in irrigated agricultural crops in Niger. *Med. Fac. Landb., Rijks. Gent* 53: 821-834.

SPICHIGER. RODOLPHE , VINCENT V. SAVOLAINEN, MURIELLE FIGEAT, *Botanique systématique des plantes à fleurs*, Presses polytechniques et universitaires romandes, 2000, p. 208.

STEVENS C., KHAN V., TANG A.Y. et BONSI C.,1988-The effect of soil solarisation on growth response and root-knot damage of sweet potato. *Hort Sci.*, 23 : 827.

TABULA T.K., 1995- *Etude des relations entre les principales espèces de Meloidogyne Goeldi du Sénégal et trois espèces d'Acacia Miller (deux africaines et une australienne)*. Thèse de Doctorat en Protection des Végétaux. Faculté

Références bibliographiques

d'Agronomie et des Sciences Agricoles (FASA). Université de Dschang (Cameroun), p. 106.

TAYLOR A .L., 1968 - *Introduction à la recherche sur les nématodes phytoparasites*. Man. F.A.O., Rome, 135 p.

THAKAR N.A., PATEL, H.R. et PATEL C.C., 1987- *Azolla* in management of root-knot disease in okra. *Indian J. Nematol.*, 17: 1% 137.

THIES J.A., ARISS J.J., HASSELL R.L., OLSON S., KOUSIK C.S. et LEVI A., 2010- Grafting for Management of Southern Root-Knot Nematode, *Meloidogyne incognita*, in Watermelon. *Plant Disease*. 94: 1195-1199

THORNE G., 1961-*Principle of Nematology*. McGraw-Hill Book Company, Inc. USA, 553 P.

TIETZ J., 2001 - Des champignons têtes de pont de l'agriculture biologique. Ed. G.V.O.M., Costa Rica, 4 p.

VEDIE H., 2012-*Dossier spécial nématodes –GRAB MARAICHAGE BIO INFOS n°73 / 3 ème trimestre 2012*

WALLACE H.R., 1963-*The biology of plant parasitic nematodes*. Edward Arnod, London, 280 p.

WALLACE H.R., 1966- *Nématologica in plant parasitic nemtode.morphologie. Anatomic. Taxonomic. Ecology*. Ed. Acad.Press .vol.1. London. p.p.. 236 - 253.

WALLACE H.R., 1970- The influence of nematode reproduction and the growth of tomatoes infected whith *Meloidogyne javanica*. *Nematologica*, 15, 55-64.

WALTERS, SA et WEHNER, T.C., 1997- Lucia, Manteo, et Shelby cécidogènes concombre de nématodes résistant lignées consanguines. *Hort.Science* 32:1301-1303.

WALTERS S.A., WEHNER T.C. et BARKER K.R., 1996- Un gène récessif unique pour résistance au nématode à galles (*Meloidogyne javanica*) dans *Cucumis sativus* var. *Hardwickii*. *Le Journal de l'hérédité* 88: 66-69.

WEHNER T.C., WALTERS S.A. et BARKER K.R., 1991- Résistance aux nématodes à galles dans le concombre et le concombre à cornes. Supplément au *Journal de Nématologie* 23: 611-614.

ANNEXE

1- Tableau n°1 L'indice de vigueur pour le concombre

	N	Moyenne	Ecart-type	Erreur standard	Intervalle de confiance à 95% pour la		Minimum	Maximum	Variance inter-composantes
					moyenne				
					Borne inférieure	Borne supérieure			
2,00	1	2,0000					2,00	2,00	
3,00	5	1,4000	,54772	,24495	,7199	2,0801	1,00	2,00	
4,00	2	1,5000	,70711	,50000	-4,8531	7,8531	1,00	2,00	
Total	8	1,5000	,53452	,18898	1,0531	1,9469	1,00	2,00	
Modèle	Effets fixes		,58310	,20616	,9701	2,0299			
	Effets aléatoires			,20616 ^a	,6130 ^a	2,3870 ^a			-,08941

2- Tableau n°2 La taille et la biomasse des racines et le nombre de fleurs de concombre

	N	Moyenne	Ecart-type	Erreur standard	Intervalle de confiance à 95% pour la		Minimum	Maximum	Variance inter-composantes
					moyenne				
					Borne inférieure	Borne supérieure			
concombre inoculé	4	40,0000	2,44949	1,22474	36,1023	43,8977	37,00	43,00	
concombre de quarantaine	4	32,0000	1,63299	,81650	29,4015	34,5985	30,00	34,00	
taille Total	8	36,0000	4,69042	1,65831	32,0787	39,9213	30,00	43,00	
Modèle	Effets fixes		2,08167	,73598	34,1991	37,8009			
	Effets aléatoires			4,00000	-14,8248	86,8248			30,91667
concombre inoculé	4	18,8275	2,51889	1,25945	14,8194	22,8356	15,09	20,55	
concombre de quarantaine	4	13,4475	2,64383	1,32191	9,2406	17,6544	9,51	15,20	
poids Total	8	16,1375	3,73961	1,32215	13,0111	19,2639	9,51	20,55	
Modèle	Effets fixes		2,58212	,91292	13,9037	18,3713			
	Effets aléatoires			2,69000	-18,0422	50,3172			12,80537
concombre inoculé	4	5,2500	2,50000	1,25000	1,2719	9,2281	2,00	8,00	
concombre de quarantaine	4	7,0000	1,41421	,70711	4,7497	9,2503	5,00	8,00	
fleurs Total	8	6,1250	2,10017	,74252	4,3692	7,8808	2,00	8,00	
Modèle	Effets fixes		2,03101	,71807	4,3679	7,8821			
	Effets aléatoires			,87500	-4,9929	17,2429			,50000

3- Tableau n°3 L'indice de vigueur pour la courgette

	N	Moyenne	Ecart-type	Erreur standard	Intervalle de confiance à 95% pour la		Minimum	Maximum	Variance inter-composantes
					moyenne				
					Borne inférieure	Borne supérieure			
courgette inoculée	4	3,7500	,50000	,25000	2,9544	4,5456	3,00	4,00	
courgette témoin	4	3,0000	,81650	,40825	1,7008	4,2992	2,00	4,00	
Total	8	3,3750	,74402	,26305	2,7530	3,9970	2,00	4,00	
Modèle	Effets fixes		,67700	,23936	2,7893	3,9607			
	Effets aléatoires			,37500	-1,3898	8,1398			,16667

4- Tableau n° 4 La taille et la biomasse des racines et le nombre de fleurs de la courgette de quarantaine

	N	Moyenne	Ecart-type	Erreur standard	Intervalle de confiance à 95% pour la		Minimum	Maximum	Variance inter-composantes
					moyenne				
					Borne inférieure	Borne supérieure			
courgette inoculé	4	22,0000	1,41421	,70711	19,7497	24,2503	21,00	24,00	
courgette de quarantaine	4	16,7500	4,57347	2,28674	9,4726	24,0274	10,00	20,00	
taille Total	8	19,3750	4,20671	1,48730	15,8581	22,8919	10,00	24,00	
Modèle	Effets fixes		3,38502	1,19678	16,4466	22,3034			
	Effets aléatoires			2,62500	-13,9788	52,7288			10,91667
courgette inoculé	4	5,8000	1,91311	,95656	2,7558	8,8442	3,80	8,30	
courgette de quarantaine	4	3,4500	1,73301	,86651	,6924	6,2076	1,30	5,50	
poids Total	8	4,6250	2,10560	,74444	2,8647	6,3853	1,30	8,30	
Modèle	Effets fixes		1,82529	,64534	3,0459	6,2041			
	Effets aléatoires			1,17500	-10,3048	19,5548			1,92833
courgette inoculé	4	3,7500	,95743	,47871	2,2265	5,2735	3,00	5,00	
courgette de quarantaine	4	4,0000	1,41421	,70711	1,7497	6,2503	2,00	5,00	
fleurs Total	8	3,8750	1,12599	,39810	2,9336	4,8164	2,00	5,00	
Modèle	Effets fixes		1,20761	,42696	2,8303	4,9197			
	Effets aléatoires			4,2696*	-1,5500*	9,3000*			-,33333

5- Tableau n°5 L'indice de galle des deux variétés

	N	Moyenne	Ecart-type	Erreur standard	Intervalle de confiance à 95% pour la		Minimum	Maximum	Variance inter-composantes
					moyenne				
					Borne inférieure	Borne supérieure			
concombre	4	2,5000	,57735	,28868	1,5813	3,4187	2,00	3,00	
courgette	4	1,5000	,57735	,28868	,5813	2,4187	1,00	2,00	
Total	8	2,0000	,75593	,26726	1,3680	2,6320	1,00	3,00	
Modèle	Effets fixes		,57735	,20412	1,5005	2,4995			
	Effets aléatoires			,50000	-4,3531	8,3531			,41667

INTRODUCTION

PARTIE I : RECHERCHE BIBLIOGRAPHIE

CHAPITRE I :

**Données bibliographiques sur le
genre *Meloidogyne* .**

CHAPITRE II :

Plante hôte les cucurbitacées.

PARTIE II : EXPERIMENTALE

CHAPITRE I :

Matériel et méthodes.

CHAPITRE II :
Résultats et discussion.

CHAPITRE III :

Discussion générale

CONCLUSION

ANNEXE

**REFERENCE
BIBLIOGRAPHIQUE**