

UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA

Faculté des Sciences Agro-Vétérinaires

Département des Sciences Agronomiques

MEMOIRE DE MAGISTER

en Sciences Agronomiques

Spécialité : Protection des plantes et de l'environnement

ETUDE DE LA DIVERSITE DES PEUPELEMENTS DE NEMATODES PHYTOPARASITES DANS QUELQUES ZONES OLEICOLES EN ALGERIE

Par

FAIZA HOCEINI

Devant le jury composé de :

L. ALLAL- BENFEKIH	MCA., U.S.D.B.	Présidente
A. GUENDOUZ - BENRIMA	P.R., U.S.D.B.	Promotrice
D. NEBIH –HADJ SADDOUK	MAA., U.S.D.B.	Co-promotrice
Z.E. DJAZOULI	MAA., U.S.D.B.	Examineur

Blida, Avril 2011

RESUME

L'activité des nématodes du sol dans les biotopes Semi arides et sub humides est déterminée par des facteurs bien connus et limitants tels que les fluctuations climatiques et physico-chimiques du sol. L'objectif principal de notre étude était d'évaluer la variation spatiotemporelle des communautés de nématodes, des groupes trophiques dans ces deux biotopes en fonction du temps, de profondeur et de l'âge des vergers en réponse aux caractéristiques physico-chimiques du sol dans le rhizosphère de la plante vivace *Olea sp.*

Les résultats ont démontré la présence de 18 genres nématodes répartis en fonction de leur régime alimentaire en quatre groupes trophiques : Les nématodes phytophages (*Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Scutellonema*, *Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus* et *Xiphinema*). Les nématodes fongivores (*Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Ditylenchus*, *Psilenchus* et *Tylenchus*). Les nématodes bactériovores (*Acrobeles*, *Rhabditis*, *Cephalobus*, *Monhystera* et *Chiloplacus*). Les nématodes prédateurs et omnivores (*Mononchus* et *Dorylaimus*). Les abondances moyennes globales des nématodes et des groupes trophiques diffèrent selon le biotope et en fonction du temps dont les plus fortes densités de nématodes et des groupes trophiques sont signalés dans le biotope semi aride. Des différences significatives dans le temps, montrent que les plus importantes populations de nématode et des groupes trophiques sont signalées dans les prélèvements de septembre suivi par ceux du mois de mars, les plus faibles sont celles du mois de Juin.

L'étude des indices écologiques dans ce travail : abondance et fréquence, l'indice de Diversité "Shannon weiver" (H'); indice de Wasilewska (WI); indice d'Equitabilité; la richesse générique (G) et la structure trophique (T) a reflété des changements spatiotemporels qui ont eu lieu dans les communautés de nématode et les groupes trophique trouvés sur l'oléiculture. Cette étude illustre également l'effet intégré des fluctuations climatiques et physico-chimiques sur l'activité et la structure des groupes trophiques de nématodes dont les nématodes phytophages et bactériovores sont sensibles aux taux élevé du limon et d'argile; alors que ces deux groupes trophiques supportent la vie dans les sols sableux.

Mots clés : biotope; groupes trophiques; caractéristiques physico-chimiques ; indices écologiques.

ABSTRACT

STUDY OF THE DIVERSITY OF THE PEUPLEMENTS OF PLANT-PARASITIC NEMATODE IN SOME OLEICOLES REGINS ABOUT ALGERIA

The activity of the nematodes of the ground in biotopes Semi dry and sub wet is determined by well known limitants factors such as the climatic and physico-chemical fluctuations in the ground. The main objective of our study was to estimate spatiotemporal variation of the communities of nematodes, trophics groups in these two biotopes according to time, of depth and of the age of orchards in answer to the physico-chemical characteristics of the ground in the rhizosphere of the perennial plant *Olea sp.*

The results demonstrated the presence of 18 nematodes kinds distributed according to their diet in four trophics groups: plant-parasitic nematodes (*Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Scutellonema*, *Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus* and *Xiphinema*). Fungivores nematodes (*Aphelenchus* *Aphelenchoides*, *Ditylenchus*, *Psilenchus* and *Tylenchus*). Bacteriovores Nematodes (*Acrobeles*, *Rhabditis*, *Cephalobus*, *Monhystera* and *Chiloplacus*). The predatory and the omnivores nematodes (*Mononchus* et *Dorylaimus*). The global averages abundances of nematodes and groups trophics differ according to the biotope and according to the time while the strongest densities of nematodes and groups of which trophics groups are indicated in the semi dry biotope. Significant differences in the time show that the most important populations of nematode and trophics groups are indicated in the takings of September followed by those of March, the most low (weakest) are the ones of June.

The study of the ecological indications in this work: abundance and frequency, the indication of Variety "Shannon weiver" (H'); indication of Wasilewska (IW); indication of Equitabilité (E); the generic wealth (G) and trophic structure (T) reflected spatiotemporal changes which took place in the community of nematodes and the trophics groups found on the olive growing. This study also illustrates the effect integrated by the climatic and physico-chemical fluctuations on the activity and the structure of the trophics groups of nematodes whose the phytophages and the bacteriovores nematodes is sensitive to the rates raised by silt and clay; while these two trophics groups support the life in the sandy grounds.

Keywords: biotope; trophics groups; physico-chemical characteristics; ecological indications.

ملخص

دراسة تنوع و بنية مجتمع الديدان الخيطية النباتية المتواجدة في بعض مناطق الزيتون بالجزائر

نشاط الديدان الخيطية في التربة الموجودة بالإقليم شبه الجاف و شبه الرطب يتوقف على عوامل محددة كالتذبذبات المناخية و الفيزيوكيميائية للتربة. الهدف من هذه الدراسة هو تقدير تغير مجتمع الديدان الخيطية و المجموعات الغذائية بهذين الإقليمين بدلالة الزمن، عمق العينات و عمر البستان مع الأخذ بعين الاعتبار المميزات الفيزيوكيميائية للتربة المحيطة بجذور الشجرة المعمره *Olea sp*.

أظهرت النتائج تواجد 18 نوع من الديدان الخيطية الموزعة على أربعة مجموعات غذائية : الديدان الخيطية النباتية (*Tylenchorhynchus* ، *Scutellonema* ، *Pratylenchus* ، *Helicotylenchus*) ، *Xiphinema* و *Paratylenchus*.) الديدان الخيطية أكلة الفطريات (*Aphelenchus* ، *Aphelenchoides* ، *Ditylenchus* ، *Psilenchus* و *Tylenchus*.) الديدان الخيطية البكتيرية (*Monhystera* و *Chiloplacus* ، *Cephalobus* ، *Rhabditis* ، *Acrobeles*) و الديدان الخيطية متنوعة الغذاء (*Dorylaimus* و *Mononchus*.) كمية الديدان الخيطية و المجموعات الغذائية تتغير حسب الإقليم و الزمن حيث سجلنا أعلى كثافة للديدان الخيطية بالإقليم شبه الجاف. تباينات مختلفة بالزمن أثبتت بان اكبر مجتمع للديدان الخيطية و المجموعات الغذائية سجلت بشهر سبتمبر يليه مارس أما اصغر مجتمع لهذه الديدان فسجل بشهر جوان .

دراسة المؤشرات البيئية في هذا العمل : مؤشر الوفرة شانون ويفر (H')، الإنصاف (E)، مؤشر وسلوسكا (WI) ، والثروة (G) ، والتنوع الغذائي (T) بينت تغيرات في مجتمع الديدان الخيطية و المجموعات الغذائية المتواجدة في بساتين الزيتون . هذه الدراسة لخصت أيضا تأثير التغيرات المناخية و الفيزيوكيميائية على نشاط و بنية المجموعات الغذائية بحيث لاحظنا أن الديدان الخيطية النباتية و البكتيرية حساسة للنسب العالية من الطين و الطمي إلا أنها تفضل التواجد في الأتربة الرملية .

كلمات الأساسية : الإقليم، المجموعات الغذائية، المميزات الفيزيوكيميائية والمؤشرات البيئية

REMERCIEMENTS

Avant tout, je remercie **Dieu** de m'avoir donné la force et le courage nécessaire pour réaliser ce travail.

Je tiens à exprimer mes remerciements et mes respects aux membres du jury de thèse d'avoir accepté d'honorer et d'enrichir mon travail. Pour cela, je leur exprime ma profonde reconnaissance.

Toute ma gratitude à Mme le docteur GUENDOUZ-BENRIMA A. et Mme NEBIH D. pour leur encadrement, leurs nombreux conseils et leur soutien constant tout au long de la réalisation de ma thèse.

J'exprime ma gratitude à tous mes enseignants de l'année théorique particulièrement Mme le professeur KRIMI pour ses qualités humaines et scientifiques, le soutien qu'elle n'a pas cessé de me prodiguer, et Mr le docteur BENCHABANE pour ses conseils et ses apports tant enrichissants. Mr AROUN, Mr DJAZOULI et Mme ALLAL pour ses enseignements depuis mon cycle d'ingénieur ; c'est grâce à eux que j'ai appris le sérieux et la discipline.

Je tiens particulièrement à remercier tous les personnes de l'institut technique des arbres fruitiers et la vigne et de la Ferme pilote Si Achour plus spécialement Mme Elalia et Mr Bouzer Toufik pour ses précieux conseils, durant les sorties sur le terrain.

Je tiens à témoigner tout particulièrement ma sympathie à M^{elle} DJAMAI Amina pour ses qualités humaines, sa patience; pour ses aides et pour sa disponibilité pendant l'expérimentation ainsi que tout le personnel du laboratoire de zoophytatrie qui était toujours disponible et tous les chercheurs y compris les étudiants.

Je remercie également tout le personnel administratif du département d'agronomie pour ses précieux services.

J'aimerais aussi remercier tous mes amis qui m'ont accompagné et soutenu. Enfin, je remercie spécialement, du fond du cœur tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail, pour leur soutien incroyable, leur patience et leur présence affectueuse à mes côtés jusqu'à la dernière minute.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail, à mes très chers parents en témoignage de l'amour, du respect et de ma profonde et éternelle gratitude que je leurs porte et ma reconnaissance pour leur soutien, je ne les remercierai jamais assez, pour tout ce qu'ils m'ont fait.

A ma grande mère.

A l'âme de mon oncle Ramdane.

A mon très cher frère Halim et Rafik qui m'ont donné l'aide et le courage à surmonter des situations pénibles.

A mes sœurs Nadjia, Nacima, Lamia et Meriem

A ma belle sœur.

A mon beau frère.

A mon neveu Abd Elbari.

A toute la famille Hoceini et Aichi.

A mes amies et collègues.

HOCEINI Faiza

TABLE DE MATIERES

RESUME
ABSTRACT
ملخص

REMERCIEMENTS
DEDICACES

SOMMAIRE

LISTE DES ILLUSTRATIONS ET GRAPHIQUES
LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION 13

CHAPITRE 1 : PRESENTATION DE LA PLANTE HOTE..... 16

1.1.	Taxonomie et caractères botaniques de l'olivier.....	16
1.1.1.	Origine et historique.....	16
1.1.2.	Taxonomie.....	16
1.1.3.	Caractères botaniques.....	17
1.1.4.	Stades phénologiques.....	19
1.2.	Répartition géographique.....	20
1.3.	Ecologie de l'olivier.....	22
1.4.	Situation oléicole mondiale.....	23
1.5.	L'entretien du verger.....	25
1.6.	Récolte et conservation.....	26
1.7.	Usage.....	27
1.8.	Maladies et ravageurs de l'olivier.....	28
1.8.1.	Les principaux ravageurs.....	28
1.8.2.	Les maladies.....	30
1.8.2.1.	Les maladies cryptogamiques.....	30
1.8.2.2.	Les maladies bactériennes.....	31

CHAPITRE 2 : DIVERSITE DES NEMATODES ASSOCIES AUX CULTURES OLEICOLES..... 32

2.1.	Généralité sur les nématodes.....	32
2.2.	Caractérisation morphologique et biologique des nématodes.....	36
2.2.1.	Méthodes d'identification morphologique des nématodes.....	36
2.2.2.	Bio-systématique des taxons rencontrés dans la rhizosphère	

oléicole	36
2.2.2.1. Les nématodes <i>Tylenchida</i>	37
2.2.2.2. Description morphologique des taxons rencontrés.....	38
A) <i>Tylenchorhynchus</i>	38
B) <i>Pratylenchus</i>	38
C) <i>Helicotylenchus</i>	39
D) <i>Scutellonema</i>	40
E) <i>Paratylenchus</i>	41
F) <i>Tylenchus</i>	41
G) <i>Ditylenchus</i>	42
H) <i>Aphelenchoides</i>	43
I) <i>Aphelenchus</i>	44
J) <i>Psilenchus</i>	44
2.2.2.3. Les nématodes <i>Dorylaimida</i>	45
2.2.2.4. Description morphologique des taxons rencontrés....	46
A) <i>Xiphenema</i>	46
B) <i>Dorylaimus</i>	47
2.2.2.5. Les nématodes <i>Rhabditida</i>	48
A) Famille des <i>Rhabditidae</i>	48
B) Famille des <i>Cephalobidae</i>	48
2.2.2.6. Les nématodes <i>Monhysterida</i> et autres.....	49
2.3. La diversité trophique des nématodes.....	50

CHAPITRE 3 : INFLUENCE DES FACTEURS BIOTIQUES ET ABIOTIQUES SUR LES VARIATIONS DES COMMUNAUTES DE NEMATODE	53
3.1. Influence des facteurs abiotiques sur les communautés de nématodes...	53
3.1.1. L'air.....	53
3.1.2. Température	54
3.1.3. Salinité	56
3.1.4. PH du sol.....	56
3.1.5. Texture du sol.....	58
3.1.6. Les sels minéraux.....	59
2. Influence des facteurs biotiques sur les communautés de nématodes ...	61
3.2.1. Matière organique.....	61
3.2.2. Eau.....	62

3.2.3.	Travail du sol.....	64
3.2.4.	Jachère	64
CHAPITRE 4 : MATERIEL ET METHODES.....		65
4.1.	Présentation des deux régions d'étude.....	65
4.1.1.	Situation géographique.....	65
4.1.2.	Le climat.....	66
4.1.3.	Synthèse climatique.....	66
4.1.3.1.	Étage bioclimatique.....	66
4.2.	Présentation des deux sites d'étude.....	69
4.3.	Présentation des deux stations d'étude.....	69
4.4.	Inventaire des nématodes associés à l'oléiculture.....	70
4.4.1.	Méthodologie.....	70
4.4.1.1.	Sites d'échantillonnage.....	70
4.4.1.2.	Méthodes d'échantillonnage.....	70
4.4.1.3.	Extraction des nématodes du sol.....	71
4.4.1.3.1.	Matériel nécessaire.....	72
4.4.1.3.2.	Procédé d'extraction.....	72
4.4.1.3.3.	Purification par passage actif de nématode	73
4.4.1.3.4.	Dénombrement et identification des taxons	74
4.5.	Analyses pédologiques des échantillons du Sol.....	74
4.5.1.	Analyses granulométriques.....	74
4.5.2.	Dosage de la matière organique.....	75
4.6.	Exploitation des résultats.....	76
4.6.1.	La fréquence et l'abondance	76
4.6.2.	Indices écologiques.....	77
4.6.3.	Logiciels statistiques.....	77
CHAPITRE 5 : RESULTATS.....		80
5.1.	Inventaire des nématodes de l'olivier rencontrés dans les deux biotopes.....	80
5.2.	Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales de la nématofaune en fonction de l'âge dans les deux biotopes	81
5.2.1.	Biotopes semi aride (Ferme pilote si Achour).....	81
5.2.2.	Biotope sub humide (ITAFV).....	82
5.2.3.	Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales de la nématofaune à travers l'analyse de la variance (GLM).....	83
3.	Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques dans les deux biotopes en fonction de la l'âge	84
5.3.1	Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour).....	84

5.3.2.	Biotope sub humide (ITAFV).....	86
5.3.3.	Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques à travers l'analyse de la variance (GLM).....	87
5.4.	Répartition spatiotemporelle des taxons rencontrés dans les deux biotopes (semi aride et sub humide) en fonctions de l'âge.....	89
5.4.1.	Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour).....	89
5.4.2.	Biotope sub humide (ITAFV).....	91
5.5.	Diagnostic écologiques des communautés de nématode sur oliveraie dans les deux biotopes étudiés.....	93
5.5.1.	Variation de la fréquence et l'abondance des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'oliveraie et la profondeur..	94
5.5.1.1.	Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour).....	94
5.5.1.2.	Biotope sub humide (ITAFV).....	96
5.5.2.	Variation spatiotemporelle de la diversité (H') des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'oliveraie.....	97
5.5.3.	Variation spatiotemporelle de l'indice de diversité (H') à travers l'analyse de la variance.....	98
5.5.4.	Variation spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité (E) dans les deux biotopes.....	99
5.5.5.	Variation spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité (E) à travers l'analyse de la variance.....	100
5.5.6.	Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) dans les deux biotopes.....	101
5.5.7.	Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) à travers l'analyse de la variance.....	102
5.5.8.	Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) dans les deux biotopes.....	103
5.5.9.	Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) à travers l'analyse de la variance.....	104
5.5.10.	Variation spatiotemporelle de la richesse générique (G) dans les deux biotopes.....	105
5.5.11.	Variation spatiotemporelle de la richesse générique (G) à	

travers l'analyse de la variance.....	106
5.6. L'effet des caractéristiques physico-chimiques du sol sur les groupes trophiques associées aux cultures oléicoles.....	107
CHAPITRE 7 : DISCUSSION GENERALE.....	109
CONCLUSION GENERALE.....	117
APPENDICE.....	121
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	131

LISTE DES ILLUSTRATION, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1	: Tronc d'un arbre de l'olivier.....	18
Figure 1.2	: Feuilles de l'olivier	18
Figure 1.3	: Fleurs d'olivier (A : Fleurs âgées ; B : Fleurs jeunes)....	19
Figure 1.4	: Fruits d'olivier (A : Fruits verts ; B : Fruits mûrs).....	19
Figure 1.5	: Quelques ravageurs de l'olivier (A: la Cochenille à bouclu du lierre; B : La Cochenille noire; C : La Zeuzère).....	29
Figure 1.6	: <i>Otiorhyncus meridionalis</i>	29
Figure 1.7	: La mouche de l'olive (A : <i>Bactrocera oleae</i> ; B : Aspect d'une olive infectée par <i>B. oleae</i>).....	30
Figure 1.8	: Quelques maladies cryptogamique sur olivier (A : Œil de paon; B : Fumagine sur laurier rose; C : Le pourridié).....	30
Figure 1.9	: <i>Pseudomonas syringae pv savastanoi</i>	31
Figure 2.1	: Caractéristiques morphologiques d'un nématode	33
Figure 2.2	: Les différentes modes de vie des nématodes	34
Figure 2.3	: Partie antérieure de <i>Tylenchorhynchus</i>	38
Figure 2.4	: Morphologie de <i>Pratylenchus</i>	39
Figure 2.5	: Partie antérieure de <i>Helicotylenchus</i>	40
Figure 2.6	: Partie antérieure de <i>Scutellonema</i>	40
Figure 2.7	: Morphologie de <i>Paratylenchus</i>	41
Figure 2.8	: Morphologie de <i>Tylenchus</i>	42
Figure 2.9	: Partie antérieure de <i>Ditylenchus</i>	43
Figure 2.10	: Partie antérieure de <i>Aphelenchoides</i>	43
Figure 2.11	: Partie antérieure de <i>Aphelenchus</i>	44
Figure 2.12	: Partie antérieure de <i>Psilenchus</i>	45
Figure 2.13	: Partie antérieure de <i>Xiphinema</i>	47
Figure 2.14	: Partie antérieure de <i>Dorylaimus</i>	48
Figure 2.15	: partie antérieure de <i>Rhabditis</i>	48
Figure 2.16	: Partie antérieure de <i>Cephalobus</i>	49
2.17	: partie antérieure de <i>Monhystera</i>	49
Figure 2.18	: <i>Mononchus</i> avale un autre nématode.....	50
Figure 4.1	: Limite géographique de la wilaya de Médéa et la wilaya	66

	de Blida	
Figure 4.2	:Localisation des régions d'étude dans le climagramme D'EMBERGER.....	68
Figure 4.3	: Dispositif expérimental de chaque site étudié.....	71
Figure 4.4	:Méthode d'extraction des nématodes: (a) mise en suspension des nématodes; (b) passage de la suspension à travers le tamis de 0.05 millimètre; (c) récupération du contenu du tamis dans le cristalliseur.....	73
Figure 4.5	:Le passage actif des échantillons du sol.....	73
Figure 4.6	: Les différents genres de nématodes observés sous loupe binoculaire	74
Figure 5.1	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales de la nématofaune dans le biotope semi aride en fonction de l'âge.....	81
Figure 5.2	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales de la nématofaune dans le biotope sub humide en fonction de l'âge	82
Figure 5.3	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes globales des nématodes	84
Figure 5.4	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques dans la jeune parcelle.....	84
Figure 5.5	:Variations spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques dans la parcelle âgée.....	85
Figure 5.6	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques dans la jeune parcelle.....	86
Figure 5.7	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm ³) globales des groupes trophiques dans la parcelle âgée.....	87
Figure 5.8	:Variation spatiotemporelle des abondances moyennes des groupes trophiques.....	89
Figure 5.9	: Répartition spatiotemporelle des nématodes en fonction	

	de l'âge dans le biotope semi aride à travers la DCA	90
Figure 5.10	:Classification ascendante hiérarchique de la structure des nématodes dans le biotope semi aride.....	91
Figure 5.11	:Répartition spatiotemporelle des nématodes en fonction de l'âge dans le biotope sub humide à travers la DCA.....	92
Figure 5.12	:Classification ascendante hiérarchique de la structure des nématodes dans le biotope sub humide.....	93
Figure 5.13	: Effet de l'âge et de la profondeur sur la structure des nématodes dans le biotope semi aride	94
Figure 5.14	: Effet de l'âge et de la profondeur sur la structure des nématodes dans le biotope sub humide.....	96
Figure 5.15	:Variation spatiotemporelle de la diversité des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'olivieraie.....	98
Figure 5.16	:Variation spatiotemporelle de la diversité des communautés de nématode à travers l'analyse de la variance (G.L.M).....	99
Figure 5.17	: Variation spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité (E) dans les deux biotopes semi aride et sub humide.....	100
Figure 5.18	: Variation spatio-temporelle de l'indice d'Equitabilité (E) à travers l'analyse de la variance.....	101
Figure 5.19	: Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska dans les deux biotopes semi aride et sub humide.....	102
Figure 5.20	:Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) à travers l'analyse de la variance.....	103
Figure 5.21	:Variation spatiotemporelle de la structure trophique dans les deux biotopes semi aride et sub humide.....	104
Figure 5.22	:Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) à travers l'analyse de la variance.....	105
Figure 5.23	:Variation spatiotemporelle de La richesse générique dans les deux biotopes semi aride et sub humide.....	106
Figure 5.24	:Variation spatiotemporelle de la richesse générique (G)	

	à travers l'analyse de la variance.....	107
Tableau 1.1	:statistiques moyennes annuelles sur 2000/2006 pour l'huile d'olive et les olives de table dans le monde	25
Tableau 2.1	:Les différentes super familles, familles e sous familles avec les genres de l'ordre <i>Tylenchida</i>	37
Tableau 2.2	:Les différentes super familles, familles e sous familles avec les genres de l'ordre <i>Dorylaimida</i>	46
Tableau 5.1	:Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des nématodes dans les biotopes étudiés	104
Tableau 5.2	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des groupes trophiques de nématode dans les biotopes étudiés.....	105
Tableau 5.3	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice de diversité (H') dans les biotopes étudiés.....	106
Tableau 5.4	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité dans les biotopes étudiés.....	106
Tableau 5.5	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska dans les biotopes étudiés.....	106
Tableau 5.6	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle la structure trophique dans les biotopes étudiés	106
Tableau 5.7	: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle la richesse générique dans les biotopes étudiés	106
Tableau 5.8	: Corrélations entre les caractéristiques physico-chimique du sol et les groupes trophiques	106

INTRODUCTION

L'olivier est l'un des rares arbres qui occupe une place importante dans l'arboriculture fruitière méditerranéenne. Actuellement, il est considéré comme un élément majeur de l'économie agricole dans certains pays surtout dans notre pays [1].

Les populations méditerranéennes sont très attachées à l'olivier pour ses fruits et l'huile qui en est extraite [2]. Ses vertus nutritives et curatives ne sont pas à démontrer vu que son huile est utilisée en consommation directe et aussi dans les domaines médicaux et cosmétiques [1, 3].

Le nombre mondial d'oliviers est évalué à 784 millions, dont 754,2 millions dans le bassin méditerranéen. L'Europe représente 66% du verger oléicole mondial, loin devant l'Asie méditerranéenne (17%), et l'Afrique du Nord (14%) [2].

Cette culture arboricole au delà de son importance économique a pu garder une stabilité sociale pour de nombreux peuples à qui elle assure un niveau de vie digne. En Algérie, il existe sur presque la totalité du territoire et depuis très longtemps. D'après l'institut technique des arbres fruitiers (ITAF), il existe plus de 160 variétés d'olivier. Les variétés nationales les plus connues sont représentées par « *Sigoise, Chemlal, Azradj, Ferkani et Bouchouk* ».

L'olivier occupe en Algérie une place économique considérable, ceci grâce à sa rusticité, sa capacité d'adaptation aux différents types de sols et des conditions climatiques. Ce qui explique son extension aux zones sub arides et arides. Néanmoins, il reste comme d'autres arbres fruitiers, plantes décoratives et vigne exposé aux attaques de divers parasites et maladies qui limitent à la fois la production et la croissance de chaque sujet.

De nombreuses espèces de nématodes peuvent parasiter les racines de l'olivier et provoquer leur affaiblissement. Ces derniers pénètrent dans les vaisseaux conducteurs des végétaux par les racines et obstruent et nécrosent ceux-ci en coupant toute ou une partie de l'alimentation de la plante. Au terme, leur action se traduit par le jaunissement et le dépérissement pouvant aller jusqu'à la mort. La gravité des dégâts dépend des variétés utilisées (sensibles, tolérants ou résistants). Il est difficile de chiffrer les pertes que les nématodes causent à l'agriculture : celles-ci sont très variables selon l'espèce en cause, la culture, la région et les années [4].

Selon Graniti [5], plusieurs nématodes peuvent parasiter l'olivier à savoir plusieurs espèces de *Meloidogyne* (*M.incognita*, *M.arenaria* et *M.javanica*), *Pratylenchus vulnus*, *Tylenchulus semipenetrans*, *Helicotylenchus dihystera* et *Xiphinema americanum*.

Les relations mésologiques « nématodes-type de sol » ont été connues depuis longtemps, notamment dans les sols maraichers, les investigations ont révélé que la répartition des nématodes phytophages et en relation avec le sol [6, 7]. La présence de la plante ne détermine pas obligatoirement celle des espèces de nématodes qui sont capable de la parasiter [8]. Pour une même plante les espèces de nématodes qui sont présente dans les sols sableux sont souvent différentes de celles des sols argileux [9]. Les caractéristiques chimiques du sol peuvent être utilisées pour contrôler les populations des nématodes [10].

Les connaissances sur les nématodes associés aux cultures oléicoles sont s infimes. Les quelques travaux réalisés en arboriculture estime : des pertes de 20 à 30% sur *Citrus* contaminés par *Tylenchulus semipenetrans* dans le bassin méditerranéen et il est du même ordre dans les vergers de pêchers contaminés par *Pratylenchus penetrans*. On peut citer comme cas extrême, les attaques de *Radopholus similis* dans les vergers de *Cirtus* aux Etats-Unis, où il provoque une maladie dite « Spreading decline » ou « Dépérissement en tache » entraînant la mort rapide de vergers entiers [4].

Il est important d'identifier les espèces associées à ces cultures afin d'évaluer la diversité nématologique et de faire un point exhaustif des taxons présentes dans les divers biotopes oléicoles.

Les objectifs visés par ce travail ce résumant comme suit :

*Evaluer la diversité des nématodes associés à l'olivier. Plus spécialement, quels sont les genres dominants ? L'abondance et la fréquence de ces genres varient-elles dans le temps en fonction des biotopes et l'âge des vergers ?

*Evaluer la diversité trophique des nématodes rencontrés dans biotopes étudiés en fonction du temps et l'âge des vergers.

*Variation spatiotemporelle de la diversité et la composition des groupes trophiques rencontrés dans l'oléiculture en utilisant les indices écologiques suivants : l'indice de Diversité : Shannon weiver (H') ; indice d'Equitabilité (E) ; indice de Wasilewska (WI) ; la richesse générique (G) et la structure trophique (T).

*Les caractéristiques physico-chimiques du sol affectent-elles les communautés de nématodes associées aux cultures oléicoles.

CHAPITRE 1

PRESENTATION DE LA PLANTE HOTE

1.1. Taxonomie et caractères botaniques de l'olivier

1.1.1. Origine et historique

L'olivier a une origine très ancienne, son apparition et sa culture remontent à la préhistoire, il est cultivé depuis le IV^e millénaire av JC en Syrie [11] et Phénicie et diffusé ensuite dans d'autres territoires de la méditerranée orientale (Palestine, Egypte, Chypre) grâce aux échanges commerciaux des Phéniciens. Les Grecs ont participé aussi à l'extension de l'aire oléicole avec leurs colonies d'Emilie et de Provence. Les Romains permettent ensuite une grande extension des oliveraies et un essor des échanges d'huile d'olive [2].

La colonisation française a contribué à l'extension de l'olivier en Afrique du Nord : oliveraie de Sfax, olivettes du Sig en Algérie, Maroc entre Meknès et Fès. Au Maroc et en Syrie, les olivettes continuent de s'étendre à un rythme rapide alors qu'en Algérie, au Liban, en Israël, Tunisie et en Jordanie, les superficies oléicoles stagnent. On a donc une nouvelle géographie oléicole avec la réduction des olivettes dans les régions septentrionales du Bassin méditerranéenne au profit de zones plus méridionales [2].

1.1.2. Taxonomie

L'olivier appartient à la famille des oléacées, qui comprend diverses espèces dont *Olea europaea* qui se divise en deux sous-espèces [12] :

**Olea Europa sylvestris* ou Oléastre, c'est-à-dire «l'olivier sauvage»,

**Olea Europaea sativa* ou «l'olivier cultivé».

Il existe cinq autres sous-espèces d'*Olea europaea* qui sont les suivantes [1]

- *Olea europaea subsp. cerasiformis* (Madère; sous-espèce tetraploïde)
- *Olea europaea subsp. cuspidata* (Afrique du Sud jusqu'au Sud de l'Égypte, et du Sud de l'Arabie jusqu'en Chine)
- *Olea europaea subsp. guanchica* (Canaries)
- *Olea europaea subsp. laperrinei* (Massifs montagneux du Sahara : Hoggar (Algérie), Aïr (Niger), et Jebel Marra (Soudan))
- *Olea europaea subsp. maroccana* (Haut Atlas (Maroc); sous-espèce hexaploïde)

Parmi les variétés locales, donc rustiques c'est à dire ne nécessitent pas de gros moyens pour leur maintien, nous avons la variété Chemlal qui se rencontre dans toute la Kabylie du littoral au sud de Mchedellah, et la vallée de la Soummam. Elle est considérée comme étant une bonne productrice d'huile de bonne qualité.

Les variétés Limli, Azaradj et Bouchouk, se rencontrent surtout dans la vallée de la Soummam, ces quatre variétés à elles seules représentent les trois quart de la production oléicole nationale. Une autre variété mais plus de consommation que productrice d'huile est la Sigoise, de la région de Sig, donc de l'ouest du pays, elle produit d'excellentes olives de table [1].

Les variétés introduites, pour la majorité durant l'époque coloniale sont la Cornicabra, la Sevillane la Lucque, La frontoio et la Leccino, sont pour la majorité d'origine italienne ou française et se sont bien adaptées aux conditions climatiques de notre pays [1].

1.1.3. Caractères botaniques

L'olivier cultivé est un arbre qui peut vivre des milliers d'années et mesurer 12 m de haut. Il se définit par les caractères botaniques suivantes [12] :

***Le Système racinaire** de l'olivier forme sous le tronc une souche ligneuse dans laquelle s'accumulent des réserves.

***Le tronc de l'olivier** est bas, généralement de couleur grise d'un aspect rugueux et tortueux lorsqu'il est dans la force de son âge. Les rameaux peuvent être des gourmands vigoureux et verticaux. Il existe aussi des rameaux de prolongement portant à leur extrémité un bouquet de pousses feuillées de deux ans.



Figure 1.1 : Tronc d'un arbre de l'olivier

***Les feuilles** opposées, sont étroites, allongées, enroulées sur les bords, coriaces, vert-gris luisant en dessus, argentées en dessous, persistantes. Elles restent en place trois ans et se renouvellent donc par tiers tous les ans. Les feuilles font de 3 à 8 centimètres selon l'espèce. La face inférieure de la feuille d'olivier est recouverte de petits poils qui lui permettent de retenir la plus infime quantité d'humidité.



Figure 1.2 : Feuilles d'olivier

***Les fleurs** sont petites, blanches, dressées en petites grappes à l'aisselle des feuilles. La pollinisation est assurée par le vent, seulement 5% des fleurs donneront des fruits.

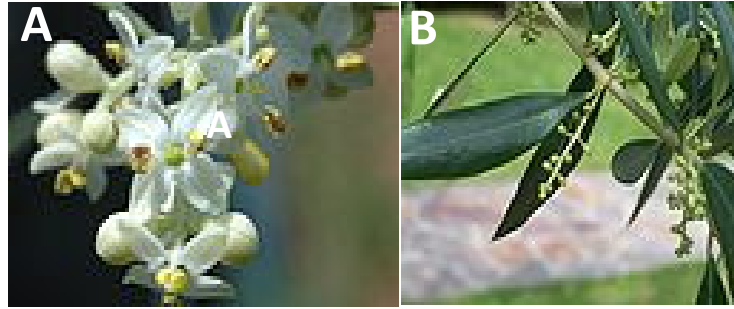


Figure 1.3 : Fleurs d'olivier (A : Fleurs âgées ; B : Fleurs jeunes)

***Le fruit**, l'olive passe du vert léger à un vert plus soutenu au cours de l'été. Vers le mois d'octobre, La couleur vire au violacé et le fruit devient noir à complète maturité, en même temps qu'il se charge en l'huile.

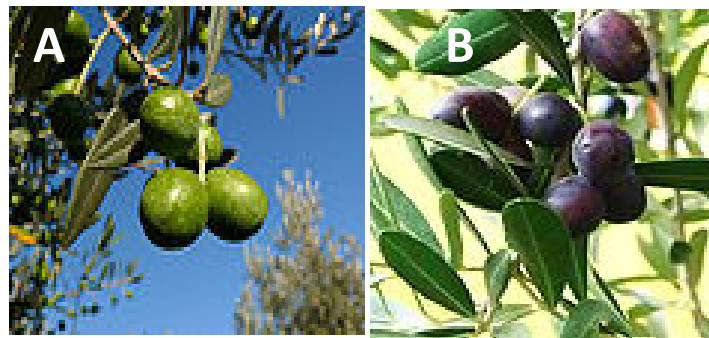


Figure 1.4 : Fruits d'olivier (A : Fruits verts ; B : Fruits mûrs)

1.1.4. Stades phénologiques

L'olivier représente un cycle annuel dont les étapes sont les suivantes [12,13]:

***En mars et avril** : Les feuilles poussent faiblement, les grappes de fleurs se développent à l'aisselle des feuilles que portent les rameaux de l'année précédente.

De mai à juin : Les feuilles poussent plus vite et c'est la floraison et la fructification (nouaison).

***En juillet** : Les feuilles poussent toujours tandis que les fruits (verts) grossissent et les noyaux durcissent.

***En août :** Les feuilles poussent toujours, les fruits (verts) grossissent et commencent à faire de l'huile (lipogénèse).

***En septembre :** La croissance des feuilles diminue, les fruits (verts) grossissent toujours. C'est le temps de la récolte des olives de certaines variétés.

***En octobre :** La croissance des feuilles diminue encore, les fruits continuent de grossir et les olives de la variété Picholine peuvent être récoltées.

***En novembre :** Les feuilles ne poussent plus, c'est la véraison, les olives sont tournantes (couleur violacée) et on peut récolter les olives à huile des variétés les plus précoces.

***De novembre à janvier :** Les feuilles ne poussent pas, les olives sont noires et arrivent à leur pleine maturité. On récolte les olives à huile des variétés les plus tardives.

***De janvier à mars :** L'olivier hiverne, les feuilles ne poussent plus et l'activité de l'arbre est proche de zéro.

La période la plus intense du cycle annuel se déroule de Mars à Juin. Au cours de cette phase, les besoins en eau et en nutriments de l'arbre sont les plus intenses [13].

1.2. Répartition géographique

Dans le monde, l'olivier est considéré comme une espèce caractéristique de la région méditerranéenne car l'implantation des oliveraies en Europe méditerranéenne est limitée au Nord au 45 degré de latitude, limite imposée par les froids hivernaux et les fréquentes gelées printanières [1]. Dans la rive sud de la méditerranée en Afrique du Nord, l'olivier n'est pratiquement plus cultivé au-delà de 30 degré de latitude, limite imposée par les rigueurs du climat pré-saharien vers le Sud [3].

On y relève une concentration croissante au sein de régions spécialisées [2] :

*Andalousie pour l'Espagne (61.3% des surfaces oléicoles espagnoles) et Pouilles italiennes (31.2% des superficies).

*En Grèce, la production se concentre dans 2 régions méridionales : la Crète (32%) et le Péloponnèse (29%). Elle est à 47% insulaire.

*Au Portugal, on note une concentration des oliveraies dans les provinces intérieures (Alentejo avec 43% des superficies, Tras-os-Montes avec 20%, Beira Interior 18%).

*Les oléicultures françaises, albanaises et croates qui occupent une place marginale mais marquent les paysages et économies de quelques régions comme les Alpilles ou la Dalmatie en Croatie.

*La Turquie possède le 4^{ème} verger oléicole mondial (83millions d'arbres), viennent ensuite la région méditerranéenne (10%) et la région de Marmara (10%).L'oléiculture syrienne est en pleine croissance et occupe 405 000 ha pour 46 millions d'arbres, principalement méridionales et Sud Ouest. Au Liban, les principales oliveraies sont dans le Koura et au sud de Beyrouth.

*L'oléiculture nord-africaine est largement dominée par le verger oléicole tunisien avec 55 millions d'arbres et plus de 1.4 millions ha. La Tunisie avec une forte présence autour de Beja et du Kef. Le Maroc a une oléiculture en rapide extension et concentrée dans 3 secteurs : les provinces du sud (31% Haouz de Marrakech, Tadla, région côtière entre Safi et Essaouira), dans le Rif (28% entre Taounate et Chechaouenne) et au centre (22% entre Fès et Taza).

*Aussi, On trouve des oliveraies en Chine, en Australie, en USA, en Afrique du Sud..., et surtout en Argentine.

*En Algérie, une oléiculture traditionnelle (Kabylie, 55%) et une oléiculture moderne d'origine européenne coexistent en Oranie (20%, dans la plaine du Sig).

Dans notre pays, l'olivieraie algérienne se répartit sur 03 zones oléicoles importantes [1] :

La zone de la région ouest, représentant 31 400 Hectares repartis entre 5 Wilayates qui sont : Tlemcen, Aintemouchent, Mascara, Sidi Belabes et Relizane.

La zone de la région centrale du pays, de loin la plus importante, couvre une superficie de 110 200 Hectares repartis entre les wilayas d'Ain defla, Blida, Boumerdes, Tizi-ouzou, Bouira et Bejaia.

La zone de la région Est est représentée par des oliveraies de 49900 hectares repartis entre les Wilayates de Jijel, Skikda, Mila et Guelma.

1.3. Ecologie de l'olivier

L'olivier domestique est vraisemblablement un dérivé de l'Oléastre, olivier sauvage qui appartient à la végétation naturelle des aires méditerranéennes. C'est une espèce qui s'adapte aussi bien au climat froid et humide du littoral qu'aux conditions climatiques extrêmes qui prévalent dans les régions désertiques [14].

Les surfaces vernissées des feuilles et les pousses estivales dans le cycle végétatif permettent à l'olivier de s'adapter aux sécheresses estivales [2]. En revanche, les gelées printanières, les vents très forts et chauds, les brouillards et les fortes hygrométries sont des facteurs défavorables à la floraison et à la fructification [13].

L'olivier supporte les températures jusqu'à -10°C mais très mal les températures inférieures à -6°C durant les premiers mois suivant leur mise en place [16]. A $35-38^{\circ}\text{C}$, la croissance végétative s'arrête et à 40°C et plus, des brûlures endommagent l'appareil foliacé et peuvent faire chuter les fruits, surtout si l'irrigation est insuffisante [13].

Avec 600 mm de pluie bien répartis, l'olivier végète et produit normalement. Entre 450 et 600 mm, la production est possible à condition que les capacités de rétention en eau du sol soient suffisantes (sol profond argilo-limoneux). Avec une pluviométrie inférieure à 200 mm, l'oléiculture est économiquement non rentable [13].

Les oliviers préfèrent, les sols, bien égouttés et secs [15]. Les sols légers, filtrants comportant des graviers ou des cailloux, même pauvre et calcaire seront préférés aux terres trop argileuses et asphyxiantes [2,15]. L'olivier n'est pas très sensible aux variations de pH (acidité/alcalinité) du sol [15].

L'olivier étant exigeant en lumière, l'insolation est à considérer dans le choix de l'orientation des arbres, la densité de plantation et les tailles d'éclaircie [15].

1.4. Situation oléicole mondiale

La production d'huile d'olive a toujours été concentrée dans les pays du pourtour méditerranéen à raison de 17,3 millions de tonnes d'olives pour une superficie de 8,6 millions d'hectares (FAO). L'Espagne, le Portugal, l'Italie, la Grèce, la Turquie, la Tunisie et le Maroc, lesquels totalisent à eux seuls plus de 90% de la production mondiale. Les principaux pays consommateurs sont également les principaux pays producteurs. Chez nous, la production oléicole s'élève, au cours de cette dernière décennie à 2,2 millions de quintaux, une production très fortement liée aux conditions climatiques et à l'effet de saisonnement de l'olivier [14].

La production mondiale croît lentement : 1.465 millions de tonnes en 76-70, 1.81 millions de tonnes en 92-96. On note, une récente accélération avec la

mise en production de nouvelles oliveraies modernes en Andalousie, en Grèce, en Syrie et au Maroc. L'Espagne représente 29.9% de la production mondiale, Italie en stagnation à 26%, Grèce représente 17,3% de la production mondiale, en augmentation. Le Maroc et la Syrie augmentent leur production grâce à une politique volontariste. A l'inverse, le Portugal et l'Algérie ont des productions stagnantes [2].

La culture de l'olivier occupe en 2005 dans le monde 7,5 millions d'hectares pour une production de 14,9 millions de tonnes d'olives avec un rendement de 20 quintaux/ha. Sur la période 2000-2006, la production mondiale moyenne annuelle s'élève à 2.778.800 tonnes d'huile d'olive et à 1 638 300 tonnes d'olives de table. La production mondiale d'huile d'olives est passée de 1 453 000 tonnes en 1990 à 2 820 000 tonnes en 2006, alors que durant la même période la production d'olives de table passait de 950 000 tonnes à 1 832 500 tonnes [16] (tableau 1).

En Algérie, Le rendement moyen obtenu au cours de ces dix dernières années est de 13,1q/ha (l'olive de table 10,3q/ha et l'olive à huile 13,5 q/ha) [3] les plus faibles des pays oléicoles et cela au vu du vieillissement des sujets (70 % des plantations étaient âgées de plus de 50 ans) et du non remplacement des anciens vergers par de nouveau [1].

Au vu de toutes ces données, le ministre a souhaité que l'Algérie devienne un des grands pays producteurs d'olives et d'huile d'olive. Mr Barkat a demandé, à cette occasion, aux agriculteurs des wilayas, du Sud de clôturer les périmètres agricoles et faire des haies et séparation entre les exploitations agricole, par des oliviers qui ont donné de bon résultats à l'exemple d'El-Oued [14].

En 1997, la restructuration du secteur agricole a permis d'augmenter de nouveau les surfaces oléicoles. Cette tendance s'est confirmée avec la relance du Plan National de Développement Agricole en 2000 et grâce au financement du secteur par le Fonds National de Régularisation et Développement Agricole (FNRDA). Les prévisions à l'horizon 2010 sont de 189 500 ha en production et de 120 000 ha qui ne seraient pas encore en

production, soit une superficie totale de plantations régulières (sans compter les arbres isolés) de 309 500 ha [15].

Tableau 1 : Statistiques moyennes annuelles sur 2000/2006 pour l'huile d'olive et les olives de table dans le monde [16]

moyenne 2000/06 (ton / an)	Huiles d'olives production	Huiles d'olives consommation	Olives de table production	Olives de table consommation	Surface cultivée ha en 2005	Rendement qx / ha en 2005
Tunisie	144 500	42 300	15 000	14 100	1 500 000	4,00
Maroc	160 800	54 700	191 700	29 400	1 204 700	10,25
Algérie	34 300	35 300	59 300	60 800	239 350	13,22
Égypte	2 300	2 200	172 400	138 300	49 000	63,26
Libye	8 600	9 800	3 200	6 700	130 860	16,5
Syrie	134 500	117 300	138 700	122 800	500 000	12,4
Jordanie	24 200	21 700	23 900	22 000	64 520	17,53
Palestine	15 800	10 300	6 900	8 000	?	?
Israël	5 800	14 900	15 300	20 800	22 000	13,18
Liban	6 000	5 800	6 300	7 300	58 000	15,52
Iran	3 000	3 600	10 000	10 000	13 000	31,54
Portugal	31 400	66 900	10 400	13 400	380 000	7,50
France	4 200	96 400	2 000	48 200	18 340	9,80
Chypre	6 300	5 500	8 000	8 000	13 740	11,95
Croatie	5 100	5 300	800	900	18 000	20,33
Serbie	500	500	500	700	?	?
Slovénie	400	1 500	0	400	780	34,40

1.5. L'entretien du verger

Les travaux préparatoires à la plantation comprennent la plantation des brise-vents (Cyprés, Casuarina, Olivier Dahbia), un sous-salage croisé à une profondeur de 60-80 cm, l'épierrage, un labour moyen (30-40 cm) et un cover-cropage. La fumure de fond se compose respectivement de 5 kg de

fumier, de 100 g de superphosphate et 100 g de sulfate de potasse par pied enfouis à 30-40 cm de profondeur. Le désherbage et l'irrigation seront réalisés dès la première année [13].

La taille a pour objectifs d'accroître la production, de limiter l'alternance, de freiner le vieillissement, d'éliminer le bois mort et le bois superflu. On distingue [13]:

1-La taille de formation, s'effectue en deux phases :

- Lorsque l'arbre atteint 1,5 m de hauteur, on veille à la formation d'un montronc en éliminant les branches basses et en conservant la tige centrale;
- Lorsque l'arbre dépasse 1,5 m de hauteur, on sélectionne un maximum de 5 branches charpentières en éliminant la tige centrale au dessus du départ d'une charpentièrè.

2-La taille annuelle d'entretien et de fructification a pour effet d'exposer tout le feuillage à la lumière, de stimuler l'apparition du feuillage jeune en éliminant le bois épuisé. Par cette taille aussi, le rapport feuilles/ bois est maintenu le plus élevé possible et l'air doit circuler dans toute la frondaison sans rencontrer des zones à feuillage trop dense.

3-La taille de régénération s'applique à des arbres qui ont été abandonnés sans taille ni soins depuis une longue période. Elle fait apparaître de nouvelles branches et rend la fructification plus accessible à la cueillette.

1.6. Récolte et conservation

La récolte nécessite de disposer des sacs de cueillette et d'échelles mobiles légères pour améliorer la productivité et exécuter une cueillette de qualité. L'utilisation de filets plastiques étendus sous les arbres évite de salir les olives. Les peignes de récolte améliorent le rendement des cueilleurs et réduisent les lésions sur les fruits destinés à la conserve. Suivant le degré de maturité des fruits, ceux-ci sont classés en: olives vertes, tournantes, noires et noires ridées [13].

Le rendement d'un cueilleur sur des arbres portant en moyenne 40 kg de fruits est de 120 kg/jour (3 arbres/jour). Pour 416 arbres/ha, il faut compter 140 journées ouvrières. Il faut éviter le transport en vrac des olives destinées à l'extraction d'huile (échauffement des fruits, lésions donnant une huile de forte acidité). Utiliser des caisses de faible hauteur [13].

1.7. Usage

Les plus beaux fruits d'olives seront traités en «confiserie» pour devenir un condiment (olive de table), et ils doivent être récoltés à la main avant leur chute de l'arbre. Les autres olives, abîmées ou récoltées mécaniquement, seront broyées et pressées afin d'extraire l'huile, qui est un pur jus de fruit et l'une des meilleures huiles alimentaires connues [17].

On peut aussi consommer les olives sous forme de pâte préparée de la manière suivante [17] : Les olives « caillettes » sont préalablement lavées, puis égouttées et séchées pendant 24 à 48 heures afin d'éliminer toute trace d'eau résiduelle. Les olives sont ensuite mises dans une machine spéciale utilisant les noyaux pour finement broyer la pulpe. Si la pâte est granuleuse ou trop sèche, on peut y ajouter de l'huile d'olive vierge pour un taux maximum de 7%. Puis elle est immédiatement mise en pot et la pasteurisation lui assure une conservation de deux ans.

A côté de l'utilité alimentaire, l'olivier a des propriétés bénéfiques pour la santé, notamment sur le plan cardio-vasculaire, grâce à sa teneur en vitamine A (3 à 30 mg/kg de Provitamine A Carotène), vitamine E (150mg/kg) et en acides gras monoinsaturés. Les bienfaits liés aux vitamines sont surtout observés lors de consommation d'huile froide, comme dans les salades, car les vitamines sont détruites au-delà de 40 °C. Par rapport aux autres acides gras insaturés, l'huile d'olive est assez stable à la cuisson et garde en ce cas ses effets bénéfiques sur le cholestérol [17].

L'huile d'olive est utilisée traditionnellement en Méditerranée pour les soins de la peau et la fabrication d'onguents ou de savons. Le savon d'Alep et le

savon de Marseille, qui contiennent de l'huile d'olive, sont des exemples d'emploi tant pour la santé que le bien-être [16].

1.8. Maladies et ravageurs de l'olivier

On peut diviser les maladies de l'olivier en quatre grandes catégories :

- Les attaques dues à des insectes.
- Les maladies dues à des champignons.
- Les maladies dues à des dégénérescences ou à un manque de nourriture.
- Les maladies bactériennes ou virales.

Selon **Arambourg** [18], les dégâts causés par les ravageurs et les maladies peuvent être estimés à près de 15% de la production oléicole mondiale. Ces dégâts sont observés sous trois types [19] :

- chute prématurée des fruits attaqués.
- disparition d'une partie de la pulpe.
- détérioration de la qualité de l'huile.

1.8.1. Les principaux ravageurs

L'olivier peut souffrir des déprédations d'une bonne quinzaine d'insectes spécifiques de cet arbre dont certains sont plus spécialement nuisibles dans certaines régions de culture intensive. Parmi les insectes piqueurs, sont redoutés [20]:

- Le Thrips de l'olivier ;
- La Cochenille noire de l'olivier (*Saissetia oleae*);
- La Cochenille à bouclier du lierre (*Aspidiotus hederae*);
- Le Psylle de l'olivier ;
- L'Aleurode noir de l'olivier ;
- La Teigne de l'olivier ;
- La Zeuzère (*Zeuzera pyrina*).

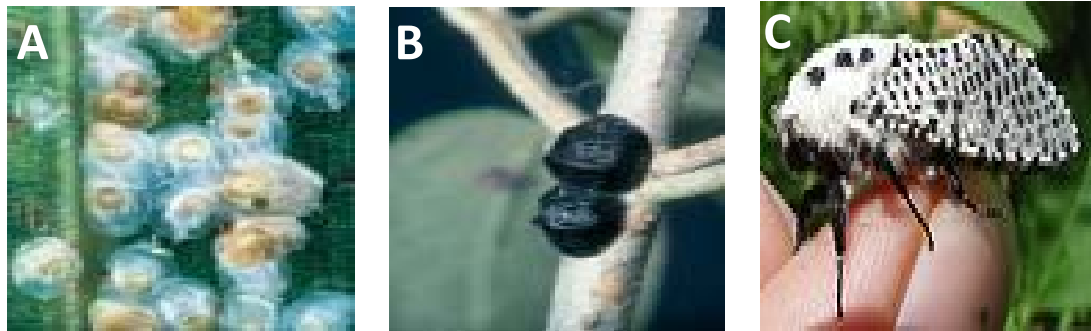


Figure 1.5 : quelques ravageurs de l'olivier [21] (A : La Cochenille à bouclier du lierre; B : La Cochenille noire; C : La Zeuzère)

■ Parmi les Coléoptères, trois Scolytes vivent aux dépens des rameaux et des grosses branches :

- *L'Hylésine de l'olivier ;
- *Le Scolyte de l'olivier ou "Neïroun" ;
- *L'Otiorrhynque de l'olivier.



Figure 1.6 : *Otiorrhyncus meridionalis* [21]

■ Parmi les Diptères, deux Cécidomyies nuisent aux oliviers :

- *La Cécidomyie des feuilles ;
- *La seconde espèce, la Cécidomyie des écorces ;
- *Enfin, l'un des insectes les plus redoutés est la Mouche de l'olive appelée en Provence "Keïroun".

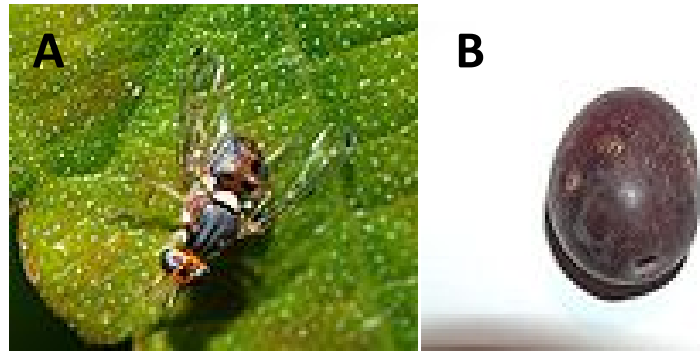


Figure 1.7 : La mouche de l'olive [21] (A : *Bactrocera oleae* ; B : Aspect d'une olive infectée par *B. oleae*)

1.8.2. Les maladies

1.8.2.1. Les maladies Chryptogamiques

Les champignons se développent pendant les périodes chaudes et humides, entre mars et août [21].

*Le champignon *Glocosporium Olivarum d'aln*, qui sévit surtout dans les régions littorales de la méditerranée, peut être à l'origine des dégâts importants. Il pénètre dans les fruits, dès le stade vert, et y cause des altérations aussi bien qualitatives que quantitatives [19].

*L'Œil de paon (*Cycloconium oleaginum*)

*La Verticilliose (*Verticillium dahliae*)

*Lafumagine

*Le pourridié (*Armillaria mellea*)

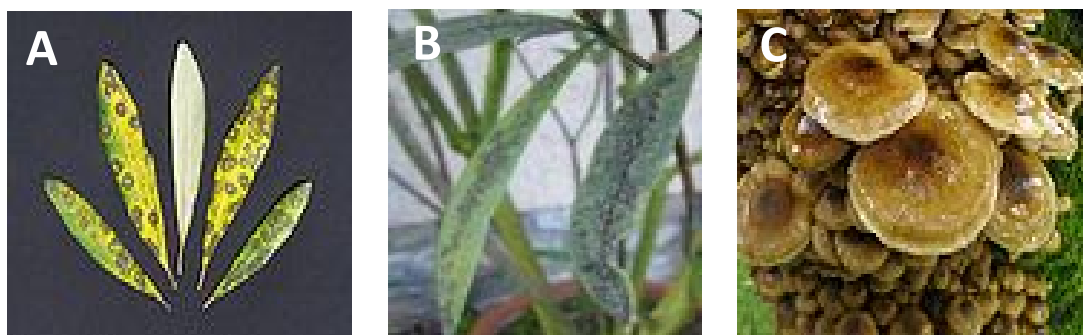


Figure 1.8 : Quelques maladies cryptogamique sur olivier [21] (A : Œil de paon; B : Fumagine sur laurier rose; C : Le pourridié)

1.8.2.1. Les maladies bactériennes

***La Bactériose:** maladie bactérienne (tumeur bactérienne) causée par une bactérie *Pseudomonas savastanoi* infectant le système de circulation de la sève.



Figure 1.9 : *Pseudomonas syringae* pv *savastanoi* [21]

CHAPITRE 2

DIVERSITE DES NEMATODES ASSOCIES AUX CULTURES OLEICOLES

2.1. Généralités sur les nématodes

Les nématodes phytophages (aussi appelés anguillules) sont longtemps passés inaperçus du fait de leur taille microscopique et de la non spécificité des symptômes qu'ils engendrent. En effet, on n'observe souvent qu'un dépérissement des parties aériennes alors que ce symptôme est commun à de nombreux stress pathologiques et physiologiques. On a donc couvert l'ignorance de leur présence par le terme général de « fatigue des sols » [22].

Les premières observations de nématodes phytoparasites remontent au milieu du XVIII^e siècle avec l'identification par Needham, de l'agent de la nielle du blé, *Anguina tritici*, un nématode de grande taille (3-5 mm de long) s'attaquant aux parties aériennes d'une plante clé (le grain de blé). Toutefois la phytonématologie en tant que science, ne prend véritablement son essor qu'au siècle suivant avec des études sur d'autres nématodes [23].

Plus tard, la nématologie est devenue une discipline majeure dont les nématodes appartiennent à deux ordres : *Tylenchida* et *Dorylaimida*. Le premier ordre comprend la majorité des espèces connues avec une grande diversité de types biologiques. Quelques genres sont parasites aériennes (*Anguina*, *Ditylenchus*, *Aphelenchoides*, *Radinaphelenchus*...) mais la plupart sont des parasites des parties souterraines de la plante. Le second ordre comprend essentiellement des espèces telluriques ectoparasites, souvent de taille relativement grande (jusqu'à 10mm pour certaines espèces), dont beaucoup peuvent être vecteurs de virus [24].

Morphologiquement, les nématodes sont des animaux vermiformes, très simple. Ils sont constitués d'un tube externe (cuticule) enveloppant deux

tubes internes superposés, le tube digestif et le tractus génital [25]. Les nématodes parasites des plantes possèdent à la partie antérieure du tube digestif un stylet perforant suivi d'un canal œsophagien aboutissant à un bulbe musculaire, pompe aspirant et refoulant de l'alimentation (figure 2.1) [26].

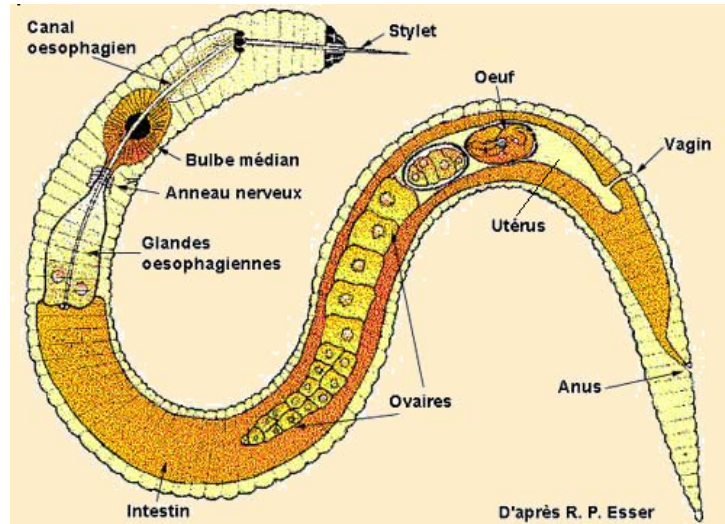


Figure 2.1 : Caractéristiques morphologiques d'un nématode [27]

Une fois la plante perforée par le stylet, des enzymes digestives produites par les glandes salivaires y sont injectées par la pompe qui aspire le produit et le déverse dans l'intestin [25].

La reproduction des nématodes se fait selon les espèces soit sexuée, ou parthénogénétique. Chez les espèces parthénogénétiques, les mâles n'interviennent pas dans la fécondation [27].

Selon la nature de parasitisme des nématodes, on distingue deux groupes : les sédentaires et les migrants où sont classés trois catégories de nématodes ; les endoparasites, les ectoparasites et les semi endoparasites (figure 2.2) [28].

D'après **de Guiran** [25], la considération de leur mode de vie par rapport à la plante est variée. On distingue les nématodes des racines parasites externes (*Xiphinema*, *Tylenchus*) ou internes comme *Pratylenchus*, des nématodes

des parties aériennes (*Ditylenchus*, *Aphelenchoides*), d'autres sont sédentaires comme les nématodes à kystes (*Heterodera*, *Globodera*) ou bien nématodes à galles (*Meloidogyne*).

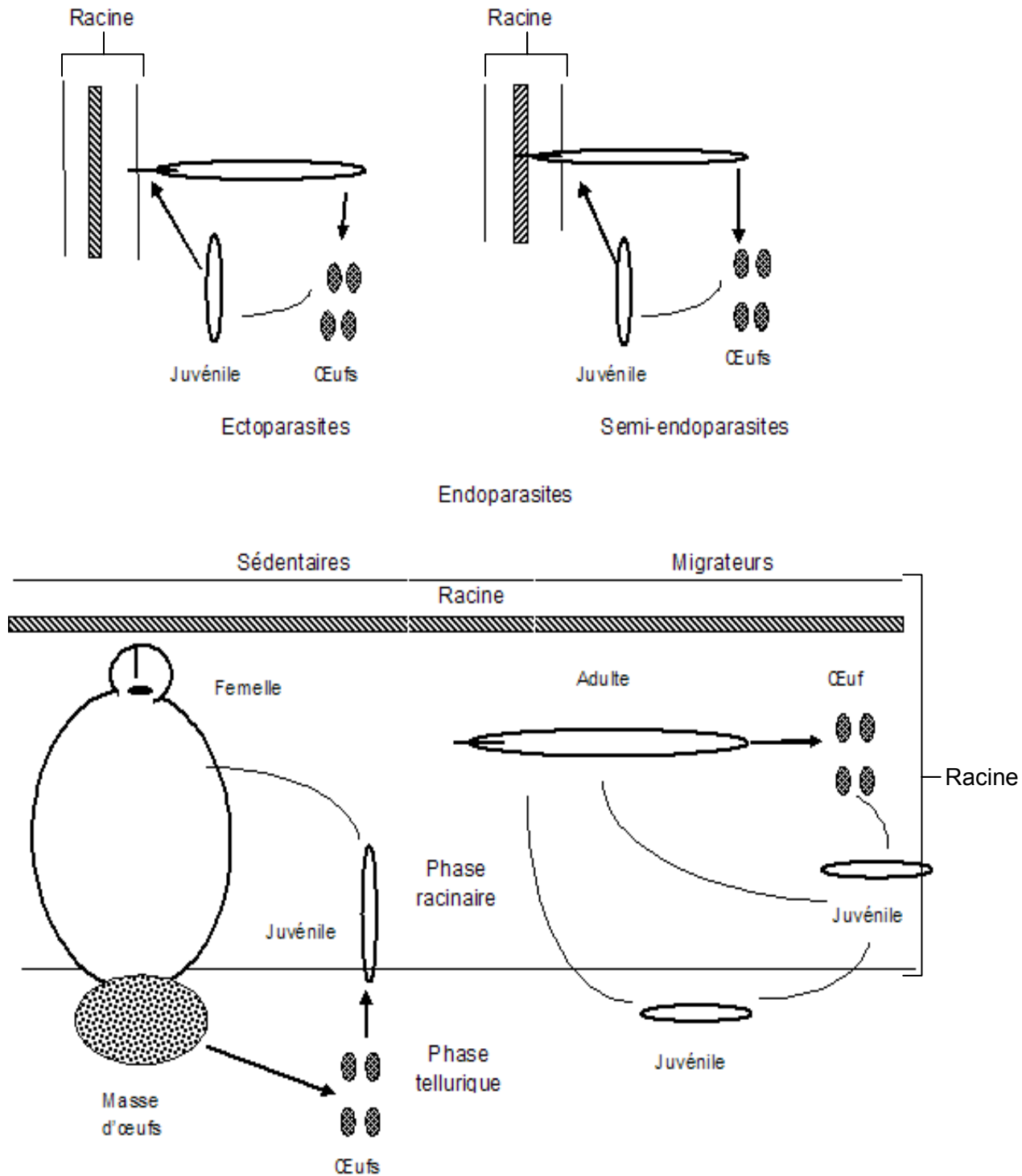


Figure 2.2 : Les différentes modes de vie des nématodes [29].

L'action parasitaire de nombreuses espèces de nématode se manifeste le plus généralement par la présence de cellules nécrosées sur et dans les racines des plantes qu'ils attaquent [30]. Ces tissus nécrosés provoquent un dysfonctionnement du système racinaire qui se traduit par une réduction de sa capacité d'assimilation des éléments nutritifs et de l'eau et donc un mauvais développement de la plante [31]. Ces symptômes causés par les nématodes s'observent sur divers organes de la plante. A titre d'exemple, les *Xiphinema*, *Longidorus* et *Trichodorus* piquent les apex racinaires et perturbent la division cellulaire. Des groupes de cellules méristématiques se forment et produisent des racines en touffes. Ces piqûres sont aussi une porte d'entrée pour des organismes secondaires fongiques et bactériens. Les *Pratylenchus* qui sont des endoparasites migrants à tous les stades de leur développement se nourrissent principalement du contenu des cellules corticales et forment des cavités contenant des colonies de nématodes de tous les stades [6]. En s'attaquant aux racines, des symptômes sont observés sur les parties aériennes de la plante qui se résument en des carences minérales puisque les racines prélèvent avec difficulté l'eau et les sels minéraux, une réduction ou arrêt de croissance, jaunissement des feuilles basales suivi de dessèchement et de leur chute [32].

Pour diminuer les populations de nématode à un seuil économiquement tolérable et limiter les dommages pour protéger les plantes contre les attaques de ces parasites plusieurs méthodes et moyens de lutte sont utilisés [32]. En amandier comme l'olivier, les moyens sont relativement limités au traitement de sol, qui est utilisé soit avant la plantation soit sur les cultures en place, au choix des porte-greffes résistants, au remplacement de la végétation spontanée par des cultures ne favorisant pas la multiplication des parasites [33], au travail du sol (labour, sarclage..) qui induit des modifications des conditions hydriques et thermiques dans la strate superficielle du sol, où les nématodes sont majoritairement présents, susceptibles d'influencer leur développement [34] et l'apport d'amendements organiques qui permet une diminution du nombre de nématodes phytoparasites du fait de deux principaux phénomènes [35]: (1) lors de l'apport de matière organique, les organismes antagonistes aux nématodes

(prédateurs et parasites) peuvent devenir plus abondants et (2) certains acides organiques issus de la décomposition de la matière organique sont toxiques pour les nématodes (acide formique, acétique, propionique ou butyrique).

2.2. Caractérisation morphologique et biologique des nématodes

2.2.1. Méthodes d'identification morphologique des nématodes

La détermination spécifique des nématodes est une tâche délicate et ardue mais nécessaire. Les méthodes traditionnelles de l'identification des nématodes sont liées à l'examen morphologique des caractéristiques phénologiques. Les critères comme : la longueur et la largeur du corps, la forme de la tête et de la queue, la longueur du stylet, position de la vulve, le type de recouvrement de la glande œsophagienne par rapport à l'intestin sont toutes utilisées pour l'identification des genres de nématode. Pour identifier les espèces, d'autres caractéristiques additionnelles sont nécessaires comme la structure de la cuticule, la présence ou l'absence de soies céphalique, bursa caudale, phasmides, la structure œsophagienne et le nombre des ovaires [36,37].

La plupart des laboratoires de diagnostic et de recherche nématologique dans le monde utilisent ces critères d'identification. Ces méthodes ont besoin d'une très grande expérience pour identifier les différents genres et la disponibilité de matériels de dissection et d'observation performante spécialisée.

2.2.2. Bio-systématique des taxons rencontrés dans la rhizosphère oléicole.

On compte, presque 20 000 espèces de nématodes décrits [38]. Ils se répartissent dans deux ordres : *Dorylaimida* et surtout *Tylenchida*. Ils sont classés en catégories successives pour aboutir au genre et à l'espèce. Pour les catégories les plus élevées (sous-ordre, super-famille...), la discrimination s'opère essentiellement par la structure de la partie antérieure

du tube digestif. On remarque aussi que l'on ne rencontre des nématodes vecteurs de viroses végétales que dans l'ordre des *Dorylaimida* [38].

2.2.2.1. Les nématodes *Tylenchida*

La grande majorité des nématodes phytoparasites appartient à l'ordre des Tylenchides qui comprennent aussi des espèces libres, saprophages et des espèces parasites d'insectes [4].

La classification des Tylenchides donnée par Reddy [38] est la suivante :

Règne : *Animalia*

Sous règne : *Metazoa*

Embranchement : *Nemathelmintha*

Classe : *Nematoda*

Sous classe : *Secernentea*

Ordre : *Tylenchida*

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

Tableau 2.1 : Les différentes super familles, familles et sous familles avec les genres de l'ordre *Tylenchida* [39]

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

2.2.2.2. Description morphologique des taxons rencontrés

A) *Tylenchorhynchus*

Ce sont de petits nématodes, ayant rarement plus d'un mm de long, minces ou droits. pas de dimorphisme sexuel marqué dans la région antérieure. La tête qui est ronde et continue avec le corps porte un stylet de 15 -28 μm associé avec des boutons basaux. la cuticule quelquefois divisée en couche. L'œsophage est développée dans les deux sexes, le bulbe médian est fusiforme, la glande œsophagienne aboutit à l'intestin ou le recouvre rarement. Ils sont des ectoparasites ou semi-endoparasites migrants. Les espèces sont pour la plupart bisexuelles et polyphages. Les *Tylenchorhynchus* sont d'importants parasites, ils sont présents sous tous les climats [40].

Figure 2.3 : Partie antérieure de *Tylenchorhynchus* [41]

B) *Pratylenchus*

Les *Pratylenchus* sont des nématodes de moins d'un mm de long. Ils ont un habitus légèrement courbé. Il n'y a pas de dimorphisme sexuel marqué dans la région antérieure. La région céphalique est haute et aplatie. La région labiale, ayant 2 à 5 anneaux, est fortement sclérifiée et continue avec le corps. Le stylet (moins de 20 μm de long) a des boutons basaux ronds et concaves vers la partie antérieure. L'œsophage et le bulbe médian sont développés dans les deux sexes et la glande œsophagienne recouvre ventralement l'intestin [42].

Chez la femelle, la vulve est postérieure (70% du corps). Le système génital comprend une branche unique orientée vers la partie antérieure. La queue est cylindrique ou plus ou moins conoïde avec un rétrécissement terminal rond, lisse ou annelé. Chez le mâle, la queue est courte, conoïde et dorsalement. La bursa s'étend jusqu'au bout de la queue, les spicules sont lisses et incurvés. Ces espèces sont pour la plupart gonochoriques et amphimictiques tandis que d'autres se reproduisent par parthénogénèse. Le cycle de développement se déroule en 3 ou 4 semaines et les nématodes sont capables de survivre en absence de plantes hôtes pendant plusieurs mois. La majorité des espèces sont polyphages [42].

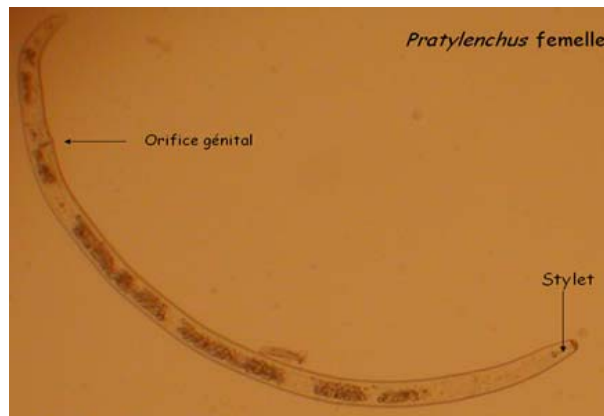


Figure 2.4 : Morphologie de *Pratylenchus* [41]

C) *Helicotylenchus*

Dans le genre *Helicotylenchus*, les nématodes sont de taille moyenne (0,4 à 1 mm) avec un stylet bien développé (22-35 μm). Ils ont un habitus spiralé, rarement en C. La région labiale est conoïde ou ronde, le champ latéral à quatre lignes et les phasmides sont petites et situées près de l'anus. La femelle a une vulve médiane et deux branches génitales habituellement très développées; la branche postérieure est non fonctionnelle chez certaines espèces [42].

Ces *Helicotylenchus* sont des ecto, semi-endo ou des endoparasites des racines. Tous les stades peuvent être trouvés dans les cellules corticales des racines mais la migration de ces nématodes n'a pas encore été prouvée. L'infestation est marquée par de petites lésions nécrotiques [42]. Ce sont des

nématodes polyphages. La plupart des espèces sont parthénogénétique, mais une des plus communes, *H. multincinctus*, est bisexuée.

Figure 2.5 : Partie antérieure d'*Helicotylenchus* [41]

D) *Scutellonema*

Scutellonema sont des nématodes de taille moyenne (0,3 à 1,5 mm). Ils ont un habitus spiralé ouvert ou en forme de C. La tête est modérément sclérifiée, le stylet est moyennement développé (27 μm de long) avec des boutons basaux ronds et l'œsophage recouvre dorsalement l'intestin. Chez la femelle, la vulve est en position médiane. Le tractus comprend deux branches génitales. La queue est courte. Chez le mâle, la queue est également courte et les spicules sont bien développés, arqués s'étendant jusqu'au bout de la queue [42].

Figure 2.6 : Partie antérieure de *Scutellonema* [43]

E) *Paratylenchus*

Toutes les espèces de *Paratylenchus* sont de petite taille (180 à 600 μm). La cuticule présente une annélation variable. Le champ latéral est dépourvu d'incisures transversales. La tête est ronde ou conoïde. Les femelles vermiformes ont un seul ovaire dont la vulve est postérieure et le corps est toujours incurvé ventralement [31, 44].

Les *paratylenchus* portent un stylet de longueur moyenne de l'ordre de 70 μm , mais varie selon les espèces de 30 à 120 μm (le stylet es souvent absent ou réduit chez le male). Ce sont des ectoparasites, parfois très nuisibles dont on trouve des populations considérables (3000 à 5000 individus /100 g de sol) dans les horizons profonds du sol (vers 50 cm de profondeur) [4].



Figure 2.7 : Morphologie de *Paratylenchus* [44].

F) *Tylenchus*

Les *Tylenchus* sont des nématodes filiformes à sexes séparés. La longueur du corps est de 1 mm en moyenne. Leur stylet buccal est court mesure en moyenne 14-21 μm avec une queue effilée et recourbée [45]. La femelle présente une vulve postérieure avec un seul ovaire [42].

Ces nématodes sont des ectoparasites répartis en cinq sous genres qui sont considérés généralement comme des mycophages [23,46]. Ils ont été

décelés sur plusieurs espèces végétales sans déclaration de dommages particuliers [47].

Figure 2.8 : Morphologie de *Tylenchus* [41]

G) *Ditylenchus*

D'après **Luc et al.** [42], les nématodes du genre *Ditylenchus* sont de taille moyenne entre 0,8 et 1,33 mm. Le stylet buccal est court et fin, mesure en moyenne 9 à 11 μm . La glande œsophagienne ne recouvre pas l'intestin. La queue est effilée, la tête aplatie avec des lèvres marquées. Chez la femelle la vulve est postérieure avec un gros ovaire [42].

Les *Ditylenchus* phytophages sont des endoparasites migrants. Ils sont appelés communément nématodes ou anguillules des tiges et des bulbes [26]. Ils peuvent survivre jusqu'à une année dans le sol humide en absence de la plante hôte [48]. De nombreuses espèces de nématodes, Tylenchides comme *Ditylenchus*, sont connues comme étant mycophages [49].

Figure 2.9 : Partie antérieure de *Ditylenchus* [41]

H) *Aphelenchoides*

Ce sont des nématodes de 0,7 mm de taille dont le stylet buccal est court et fin (10 - 12.5 μm de long) avec des boutons basaux. Le recouvrement est dorsal et la queue pointue [42]. Chez la femelle la vulve se trouve à 65 % du corps avec un ovaire court. Le mâle ne possède pas de bursa [45]. Les spicules ont la forme typique de lever épine [50].

Les *Aphelenchoides* sont des endoparasites migrants. Ils pénètrent dans les tiges et les feuilles par les stomates [51]. Selon de Guiran [25], *Aphelenchoides fragariae* cause des abougrissements des plantes de fraisiers, les feuilles sont réduites. Les Tylenchides appartenant au genre *Aphelenchoides* sont également connues comme étant mycophages [49].

Figure 2.10 : Partie antérieure d'*Aphelenchoides* [41]

I) *Aphelenchus*

Les *Aphelenchus* ont une taille moyenne de 0,8 à 1 mm. Le stylet buccal est court (15 µm de long) et fin sans boutons basaux. La glande oesophagienne est large et épaisse avec un recouvrement dorsal [42]. Selon Jaccob et Middepiaats [45] la queue est tronconique le mâles ne présentent pas de bursa la femelle possède une vulve postérieure avec un court ovaire. Ces nématodes peuvent se développer et s'adapter à tous les types de sol [52,31]. Se sont des nématodes endoparasites mycophages dans certaines conditions ils deviennent Phytophages [31].

Figure 2.11 : Partie antérieure d'*Aphelenchus* [41]

J) *Psilenchus*

Les *Psilenchus* sont des nématodes de taille moyenne de 0,9 à 1,3 mm. Le stylet buccal est court ne présentant pas de renflements basaux et la glande oesophagienne est sans recouvrement [42]. Selon Luc et *al.* [42], la tête est claire, la queue filiforme avec une terminaison en spatule, la femelle possède 2 ovaires. *Psilenchus hirlakus* se trouve dans le sol au voisinage des racines des plantes dans les Pays Bas. Elle a aussi été signalée dans les sols cultivés et vierges au Etats Unis. Rien n'est connu sur ses habitudes alimentaires [53].

Figure 2.12 : Partie antérieure de *Psilenchus* [41]

2.2.2.3. Les nématodes *Dorylaimida*

L'ordre des Dorylaimides comporte de nombreuses familles réunissant des espèces détritiphages, bactériophages, prédatrices des œufs, des nématodes et phytophages vecteurs des virus [54]. Elles sont très communes dans les sols cultivés et sont caractérisées par la présence d'un aiguillon buccal robuste et d'un œsophage cylindrique terminé par un renflement musculaire également cylindrique et long. Certaines espèces sont de grande taille pour des nématodes du sol [4].

Les *Dorylaimides* sont classées d'après Reddy [38] comme suite :

Règne : *Animalia*

Sous règne : *Metazoa*

Embranchement : *Nemathelmintha*

Classe : *Nematoda*

Sous classe : *Adenophorea*

Ordre : *Dorylaimida*

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

Tableau 2.2 : Les différentes super familles, familles et sous familles avec les genres de l'ordre *Dorylaimida* (figure 4)

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

2.2.2.4. Description morphologiques des taxons rencontrés

A) *Xiphinema*

Ce sont des nématodes de taille relativement grande (1,5 à 5 mm). La tête est individualisée ou continue avec le corps. Les ouvertures des amphides sont de larges fentes conduisant à un petit sac en forme d'entonnoir. Le stylet est très long (60 à 250 µm). L'odontostyle en forme d'aiguille est fourchue à sa base [42]. Chez La femelle, la vulve est presque médiane (40 à 50 % de la longueur du corps), si non antérieure. Chez les mâles, les spicules sont puissants et arqués [42].

Les *Xiphinema* sont des ectoparasites migrants, s'attaquant à une large gamme d'hôtes. Le point de fixation est l'apex de la racine, donnant des galles terminales (root-tip). Les symptômes de l'infestation sont le rabougrissement des racines, l'arrêt de la croissance des racines secondaires et l'apparition des nécroses. *Xiphinema* tend à être abondant sur les racines des arbres. Le plus gros de la population se trouve en dessous de 30 cm, sauf dans quelques sols sableux [4].

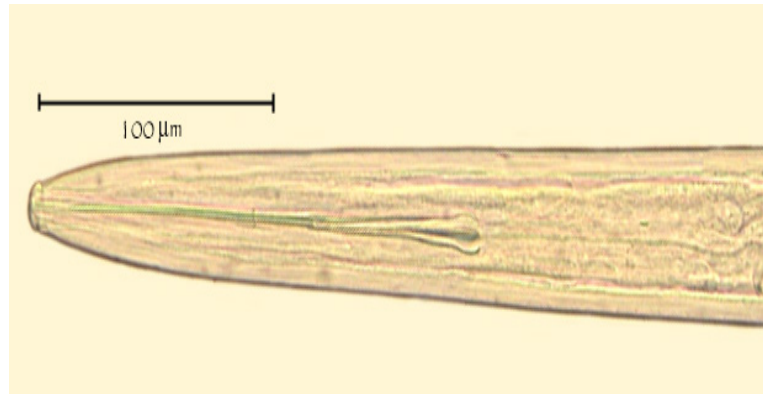


Figure 2.13 : Partie antérieure de *Xiphinema* [55]

B) *Dorylaimus*

Les *Dorylaimus* possèdent un stylet creux dite odontostyle qui sert à perforer les proies et se nourrir à travers. Linford et Oliveira [54] a conclu que, lors de l'alimentation sur les nématodes, la grande partie de ces prédateurs désorganise les organes internes de la proie pour rapidement rendre immobile.

Les *Dorylaimus* prédateurs sont le groupe le plus ubiquiste des nématodes prédateurs, se produisent dans tous les types de sols, des climats et des habitats. La présence de deux, trois ou plusieurs genres de *Dorylaimus* en un seul endroit / le terrain est tout à fait habituel et leur abondance a été estimée à 200-500 millions d'euros / acre [56].

En plus de leur alimentation sur les nématodes, les *Dorylaimus* sont également connus pour se nourrir des autres microorganismes du sol (omnivore) et il a besoin généralement 3-6 mois pour effectuer un cycle de vie [57].



Figure 2.14 : Partie antérieure de *Dorylaimus* (personnelle)

2.2.2.5. Les nématodes *Rhabditida*

Nous rappellerons aussi l'existence de nombreuses formes que l'on rencontre en abondance dans tous les sols agricoles, mais qui ne sont pas responsables de dommages directs ou qui peuvent même être utiles en tant que prédateurs. Parmi celles-ci, il faut citer les représentants de l'ordre des Rhabditides [4]:

A) Famille des *Rhabditidae* : dont les espèces sont en général de forme assez trapue, possèdent un œsophage de formes caractéristiques comportant deux bulbes musculaires séparés par une constriction, le bulbe postérieur étant pourvu d'un appareil valvulaire qui le fait fonctionner comme une pompe. La cavité buccale est d'aspect cylindrique.

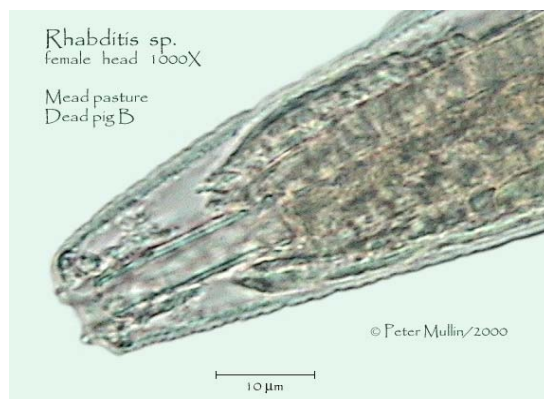


Figure 2.15 : partie antérieure de *Rhabditis* [58]

B) Famille des *Cephalobidae* : dont l'œsophage diffère de celui de la famille précédente par l'absence du premier bulbe, la partie antérieure ayant

un aspect cylindrique et étant suivie d'un isthme long et étroit le séparant du bulbe postérieur valvulaire. Leur cavité buccale est formée de différentes pièces bien séparées et d'importance comparable.



Figure 2.16 : Partie antérieure de *Cephalobus* (personnelle)

Ces deux familles sont importantes car elles fournissent, quantitativement parlant, l'essentiel de la faune habituelle du sol. Leurs innombrables espèces réparties entre de multiple genres et sous-familles sont détritiphages et pullulent particulièrement dans les végétaux en décomposition [4].

2.2.2.6. Les nématodes *Monhysterida* et autres

Parmi les autres nématodes très communs dans le sol, on peut citer les *Monhystera* appartenant à l'ordre des *Monhysterida*) caractérisés par l'œsophage cylindrique dépourvu de bulbe basal, des amphides circulaires bien visibles, des soies céphaliques et une queue très effilée [4].

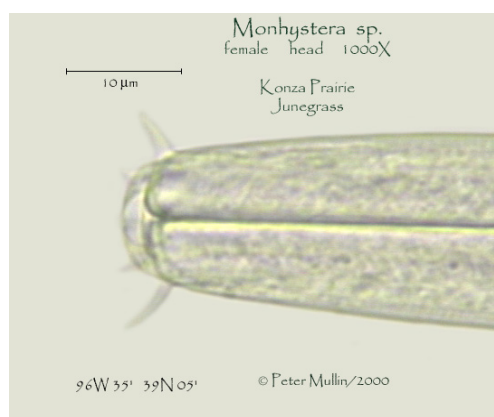


Figure 2.17 : partie antérieure de *Monhystera* [58]

Les *Mononchidae* qui peuvent être classés dans des ordres différents selon les auteurs, constituent une famille bien reconnaissable par leur cavité buccale énorme et armée de dents et un œsophage musculaire absolument cylindrique. Ce sont des prédateurs, souvent de grande taille et il n'est pas rare de voir un ou plusieurs nématodes entiers en voie d'être digérés dans leurs intestins [4].

La durée du cycle de vie varie d'une espèce à l'autre. Pour compléter une génération, *Prionchulus punctatus* prend 45 jours, tandis que *Mononchus aquaticus* ne dure que 15 jours à 25°C [59].

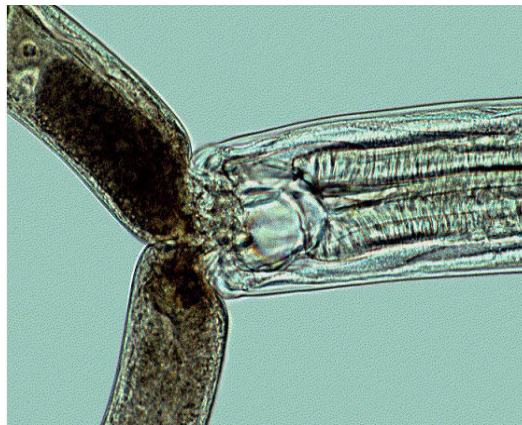


Figure 2.18 : *Mononchus* avale un autre nématode [59]

2.3. La diversité trophique des nématodes

Les connaissances sur les habitudes alimentaires des nématodes sont encore fragmentaires, l'examen le plus récent des nématodes dans le sol a distingué huit types [60]:

1. Les nématodes phytophages (*Pratylenchus*, *Heterodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Anguina*, *Longidorus*) qui utilisent leurs stylets pour pénétrer dans les cellules vasculaires des plantes, dont beaucoup de ces nématodes sont associée à une réduction des rendements, à des densités de population appropriées. De plus, certains *Longidoridae* (*Longidorus* et *Xiphenema*) et

Trichodoridae peut transmettre les virus aux plantes à travers leurs stylets buccaux.

2. Les nématodes mycophages (*Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Leptonchus*, *Diphtherophora*) qui utilisent leurs stylets pour se nourrir des champignons.

3. Les nématodes bactériophages (*Rhabditis*, *Diplogaster*, *Cephalobus*, *Acrobeles*, *Plectus*, *Macrolaimus* et *Alaimus*) signalés par Yeates et al. [60] sur des substrats à base de blanc d'œuf et de viande avariée. L'idée s'est alors que toutes ces formes étaient saprophages, c'est-à-dire qu'elles se nourrissaient de débris ou de jus de substances en décomposition. Or, l'observation attentive du contenu de leurs tubes digestifs n'a que très rarement montré la présence de microparticules organiques, alors qu'elle a toujours révélé une grande quantité de bactéries [48].

4. Les nématodes prédateurs d'autres nématodes sont connus depuis le début du siècle. Menzel [61] a indiqué déjà que diverses espèces de *Mononchus* et *Tripyla papillaa* peuvent attaquer et ingérer d'autres nématodes. Lapage [61] a mentionné à son tour l'existence du cannibalisme chez les *Mononchus* et les *Trilobus*. De même, Steiner et Heinly [63] ont observé qu'un seul spécimen de *Mononchus papillatus* est capable de détruire en une journée quatre-vingt trois larves de *Meloidogyne*, soit 1332 pendant toute sa durée de vie (environ douze semaines). Bien que Boosalis et Mankau [64] aient observé, une fois l'espèce *Aphelenchus avenae*, normalement mycophage, attaquer les œufs d'un *Cephalobus*, on peut estimer que les *Aphelenchoidea* carnivores appartiennent exclusivement au genre *Seinura*. Ces prédateurs pénètrent la cuticule des nématodes proie avec leur stylet en forme d'aiguille fine et d'injectent des enzymes digestives dans le corps des proies, qui paralysent la proie presque instantanément [65].

5. nématodes omnivores, y compris certains *Dorylaimida*, qui semblent utiliser une combinaison de deux types d'alimentation ou plus comme *Dorylaimus* [57].

6. Les nématodes phycophages dont Menzel [61] en observant une coloration rouge anormale du tube digestif du nématode *Aphelenchoides parietinus*, a pensé qu'il se nourrit sur l'algue *Chlamydomonas nivalis*. Plus tard, en 1925, ce même auteur déclare que toutes les espèces de nématodes possédant un stylet buccal (telles que *Dorylaimus filiformis*, *D. flavomaculatus*, *Aphelenchoides parietinus* et quelques *Tylenchus*) pouvant aussi s'alimenter en suçant le cytoplasme des algues [48].

7. Les nématodes parasites d'insecte : Les données actuelles montrent que la plupart des ordres d'insectes peuvent être parasités par les nématodes. Les cas les plus fréquents se rencontrent surtout chez les Coléoptères, les Lépidoptères et les Diptères qui sont les insectes les plus étudiés en entomologie agricole [60].

8. Les nématodes prédateurs de protozoaires signalés par Hastings et Newton [66] qui a observé un *Dorylaimus* dans un test vide de *Nebela collaris*. Il pense que le nématode après avoir dévoré le protozoaire s'est installé ensuite dans sa coque. Il trouve d'ailleurs un peu plus tard la confirmation de son hypothèse en voyant effectivement un autre *Dorylaimus* attaquer puis ingérer un *Rhisopode* et Steiner [67] observant à son tour des soies d'oligochètes dans le tube digestif de ce même nématode. La même année, Steiner a mentionné la possibilité pour le nématode libre *Rhabditis maritima* de s'alimenter sur des organismes unicellulaire.

D'autre part, Menzel [61] en examinant le contenu du tube digestif de *Mononchus sp.*, *Tripyla papillata* et *Tribolus gracilis*, il constate que les espèces de nématodes appartenant aux genres *Mononchus* et *Trilobus* peuvent se nourrir de Rotifères et dévorent des Oligochète.

CHAPITRE 3

INFLUENCE DES FACTEURS BIOTIQUES ET ABIOTIQUES SUR LES VARIATIONS DES COMMUNAUTES DE NEMATODE.

Le rôle des nématodes dans un écosystème sol est de recycler les éléments nutritifs en se nourrissant de tissus végétaux et de micro-organismes et la libération des minéraux pour l'absorption facile par les racines des plantes. En raison de nématodes qui ayant différentes durées de vie et différentes capacités de reproduction et de survie, la communauté de nématodes a été utilisée comme bioindicateur écologiques pour refléter les changements de l'environnement [67]. L'abondance de chaque espèce dans la communauté peut être transformées en indices écologiques et les paramètres à mesurer les changements de la diversité et la structure trophique des communautés, et à la suite d'évaluer les niveaux de perturbation du sol et des voies de décomposition.

Les relations entre les caractéristiques du sol et la répartition des populations de nématodes montrent que non seulement l'abondance, mais aussi les proportions relatives des espèces au sein du peuplement sont associées avec des facteurs du sol [8]. Ainsi, l'influence des facteurs écologiques indique clairement que toute modification de la teneur en eau d'un sol, de son aération, de sa température, de sa pression osmotique et de sa composition chimique induit un changement profond de la nématofaune [48].

3.1. Influence des facteurs abiotiques sur les communautés de nématode

3.1.1. L'air

Les nématodes sont des animaux aérobiques et le manque d'oxygène, dans les sols saturés d'eau par exemple, est un facteur de réduction des niveaux

de populations. Ce facteur peut être d'ailleurs utilisé pour la lutte en procédant à l'inondation artificielle des sols [68].

Les travaux de **Fiedmesser et Felder** [69] menés sur l'influence de la concentration en oxygène sur divers nématodes, constate que cette dernière varie selon les espèces, certaines ayant besoin d'une forte oxygénation, alors que d'autres supportent des conditions très proches de l'anaérobiose. Un peu plus tard **Stolz et al.** [70] ont réalisé des mélanges gazeux d'oxygène et d'azote dans lesquels ils font varier la proportion relative des deux gaz de façon à avoir successivement zéro, un, deux, sept et vingt pour cent d'oxygène. Ils constatent que les populations de nématodes placées dans ces milieux sont significativement réduites lorsqu'il y a zéro pour cent d'oxygène, mais ne sont nullement affectées à toutes les autres concentrations.

Etant donné que leur mélange ne renferme pas de gaz carbonique, les résultats qu'ils obtiennent les amènent à penser que dans les expériences précédentes ce n'est peut être pas la teneur en oxygène qui influence les nématodes, mais le taux de gaz carbonique. Leur hypothèse est d'ailleurs en parfaite corrélation avec les résultats de **Heinis** [71] qui montrent que le maintien de *Ditylenchus dipsaci* pendant vingt heures dans une atmosphère saturée de gaz carbonique entraîne la mort de l'animal. Ceci est confirmé par **Kampfe** [72] qui indiquent que l'augmentation du taux de gaz carbonique réduit l'activité des nématodes.

Il en ressort finalement de tous ces travaux que la teneur d'un sol en gaz carbonique et oxygène a une influence considérable sur les nématodes.

3.1.2. Température

La température est un facteur de régulation relativement mineur en zones tropicales humides où elle est relativement stable, et d'autant plus que les fluctuations peuvent être tamponnées dans la couche profonde du sol. Dans les zones à fort ensoleillement toutefois l'échauffement artificiel du sol

par poser d'un film plastique transparent (solarisation) peut être utilisé comme méthode de lutte [73].

La durée du cycle de reproduction est très dépendante de la température [74]. Dans les pays tempérés, il n'y a pas de reproduction en hiver, il n'y a souvent qu'une génération par an. Cependant, Dans les pays tropicaux, il y a une douzaine de générations par an. Ceci explique que les dégâts y sont généralement très importants. Les nématodes libres ont un cycle hebdomadaire qui leur permet de recoloniser très rapidement le sol.

D'après **Wallace** [75] l'influence de la température sur les nématodes peut s'envisager sous trois aspects différents :

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

En ce qui concerne les températures létales, il semble que les nématodes à l'état quiescent résistent mieux que les individus actifs. Ainsi **Bosher et Mc Keen** [76] mentionnent que des *Ditylenchus dipsaci* en anabiose résistent à une exposition à -80°C pendant vingt minutes. De même, *Pratylenchus projectus* quiescents supportent un séjour à -19°C pendant quatre jours.

Dans le cas des températures élevées **Nielson** [77] montre que le nématode bactéricivore *Plectus granulosis* qui, en vie active ne supporte pas de +45°C, peut résister en anaérobiose à une température de +66°C. L'étude de **Cayrol** [78] sur *Ditylenchus myceliophagus* a montré que cette espèce active est tuée à +30°C, par contre elle peut supporter des températures voisines de +40°C quand elle se trouve en quiescence.

Ces quelques données soulignent combien l'influence de la température est importante, du fait que les diverses espèces de nématodes ont des exigences thermiques variées.

3.1.3. Salinité

Plusieurs investigations révèlent que la pression osmotique du milieu agit différemment sur les espèces de nématodes du sol, certaines se trouvent stimulées, alors que le développement des autres est au contraire freiné voire même stoppé. En effet, **Stephenson** [79] a montré que des nématodes libres placés dans des solutions salines concentrées diminuent de taille. Cependant, *Ditylenchus dipsaci* est tué lorsqu'il est immergé dans des solutions d'urée à une ou deux molaires.

Felder [80] constate qu'en amenant le sol à une concentration de mille ppm de dextrose, tous les nématodes sont tués. In vitro il obtient également leur mort en les maintenant une heure dans des solutions à trente pour cent du sucrose ou dix pour cent de glucose.

Selon **Wallace** [75], toutes ces expériences prouvent que les nématodes résistent à une pression osmotique d'au moins dix atmosphères et comme cette pression osmotique excède rarement deux atmosphères dans le sol, on peut estimer que c'est un facteur qui, dans les conditions naturelles, n'intervient pas sur la mortalité des animaux. Toutefois, il est vraisemblable que selon sa valeur, la pression osmotique peut favoriser le développement des nématodes. C'est ainsi que **Machmer** [81] mentionne que les populations de *Tylenchulus semipenetrans* et de *Meloidogyne incognita* augmentent lorsque la concentration saline du sol s'accroît.

Cayrol [82] a constaté que si l'espèce *Plectus granulatus* périt très vite par éclatement dans des jus de fumier à forte pression osmotique l'espèce bactériophage *Pelodera strongyloides* y survit en revanche fort bien.

3.1.4. PH du sol

Les données concernant l'influence du PH du sol sur les relations plante-nématodes sont relativement peu nombreuses et parfois contradictoires, le développement des populations étant favorisé par l'augmentation du pH, parfois par sa baisse [83]. En fait la contradiction n'est qu'apparente puisque

ces études concernent des couples nématode-plante différents. La modification du pH du sol par l'apport d'amendements calcaïques peut être une méthode de lutte efficace contre *Pratylenchus brachyurus* en culture d'ananas dans les conditions de cote d'Ivoire [83]. Il est généralement admis, sans preuves, que le pH agit indirectement sur les populations de nématodes au travers des réactions de la plante hôte (dynamique racinaire, physiologie de la plante, parois cellulaires etc.....).

Ellenby [84] signale que le PH optimum pour l'émergence des larves d'*Heterodera rostochiensis* se situe à 6. Lorsque ce PH devient plus alcalin ou plus acide l'éclosion est perturbée. Cependant **Fenwick** [85] n'est pas en accord avec ces résultats, il ne constate aucune différence dans l'émergence des larves de cette espèce lorsqu'il fait varier de 3 à 8.

Simon [86] montre qu'il existe une étroite corrélation entre le PH du sol et l'importance des populations d'*heterodera schachtii*. C'est lorsque ce PH se situe entre 7.5 et 8 que l'on trouve le plus fort pourcentage d'échantillons fortement infestés et la moins grande quantité d'échantillons sains. Là encore on oppose à ces résultats le fait que les betteraves poussent mieux en sol alcalin. Ceci augmente corrélativement l'infestation nématologique et cette augmentation résulte donc plutôt d'une stimulation de l'hôte que du PH du sol lui-même [75]. Selon **Loewenberg; Sullivan et Schuster** [87], les larves de *Meloidogyne incognita* présentent une éclosion maximale à PH 6,5. Or, **Godfrey et Hangan** [88] ne constatent aucune variation de cette éclosion dans des sols dont le PH varie de 4 à 8,5. En 1961, **Lownsberry** [89] confirme cette indifférence des nématodes à l'égard de la concentration en ions hydrogènes du sol, en montrant notamment que les populations de *Criconemoides xenoplax* restent inchangées entre PH 5 et PH 7.

En accord avec **Steiner** [66] ces quelques études semblent indiquer que le PH du sol est un facteur écologique sans importance pour les nématodes.

3.1.5. Texture du sol

Pour une même plante, les espèces de nématodes présentes dans les sols sableux sont souvent différentes de celles que l'on rencontre dans les sols argileux [9]. Au nord de la Côte d'Ivoire, les parcelles de canne à sucre situées sur les plateaux gravillonnaires sont surtout attaquées par *Meloidogyne*, alors que celles situées sur les zones limono-argileuses en bordure des rivières sont plutôt attaquées par *pratylenchus* [31].

Prot et Van Gundy [90] ont démontré expérimentalement l'influence de la texture du sol (teneur en argile) sur le déplacement de *Meloidogyne*. Il existe parfois des différences spécifiques : au sud de la Martinique, les vertisols (sols à argile de type smectite) ne renferment qu'une seule espèce d'*Helicotylenchus retus*. Celle-ci n'est jamais présente dans les andosols (sols à minéraux argileux de type allophane) situés à faible distance, mais on y trouve *Helicotylenchus erythrime* ou *Helicotylenchus dihystra* [91].

Les relations concernant des différences de texture du sol présentent cependant peu d'intérêt, du fait qu'il s'agit de caractères stables qu'il n'est pas réellement possible de modifier sur le terrain. Il existe cependant un exemple en Afrique du Sud, dans la région Umfolozi, où les planteurs de canne à sucre ont pu accroître le taux d'argile du sol superficiel en faisant remonter en surface l'horizon argileux profond recouvert par des sables apportés par les crues, ce qui a fait ainsi disparaître durablement les problèmes de nématodes inféodés aux sols sableux [92].

Dans une zone étudiée, il semble que des différences significatives dans les teneurs en magnésium ou en calcium correspondent à des différences significatives dans les proportions de *Helicotylenchus dihystra* et *Tylenchorhynchus*, il apparaît que ce sont plutôt des facteurs physiques: une teneur élevée en sable fin, qui déterminent leur position dominante dans le peuplement [7].

Plus que la rétention en eau et l'aération du sol, la microporosité du sol est un paramètre très important qui affecte les déplacements du nématode. Les sables fins ou les sols sablo-limoneux sont les plus favorables. Les sols lourds ou à structure grossière sont généralement moins favorables au développement des populations de la plupart des espèces phytophages [7].

Il y a toutefois une large gamme de variation des situations optimales en fonction des espèces, depuis les sols argileux inondés des rizières (*Hirschmaniella*), jusqu'aux sols sableux très favorables à beaucoup d'espèces du genre *Meloidogyne* ou à la plupart des Dorylaimides [7]. En fait plus que la texture, pour laquelle beaucoup d'espèce possèdent une certaine plasticité écologique, la structure va jouer un rôle important. La taille optimale des pores dépend bien évidemment de la taille des nématodes, mais la plupart des espèces peuvent avoir accès aux petits pores dont le diamètre est inférieur à 30 μ m [93].

La teneur en argile et la capacité d'échange cationique du sol influencent le maintien de la bactérie *Pasteuria penetrans* dans le sol et les réactions électro-chimiques à l'origine de l'attachement des spores sur la cuticule du nématode, tandis que des bactéries auxiliaires appartenant au groupe des *Pseudomonas* fluorescents catalysent l'attachement des spores de *Pasteuria* sur les nématodes [94]. Hormis ces organismes, qui s'attaquent, directement aux nématodes, il en existe d'autres dont la présence perturbe indirectement leur développement. Il s'agit des mycorhizes ou des bactéries rhizoprotectrices [95,96] dont l'efficacité peut être amplifiée selon le même principe.

3.1.6. Les sels minéraux

Au laboratoire, une expérience a été conduite sur plusieurs espèces de nématodes : *Helicotylenchus dihystera* et *Pratylenchus pseudopratensis*, inoculés sur du mil en pot, où la concentration ionique de la solution de sol a été artificiellement modifiée par addition de KNO_3 et de $NaCl$. Les taux de multiplication des nématodes, aussi bien en populations qu'en peuplements, ont été très différents de ceux observés sur les plantes témoins [97]. D'autres

auteurs se sont intéressés aux facteurs chimiques. Les fortes concentrations en sels minéraux (KN03 , NaCl Ca(N03)2 , MgSO), ont un effet répulsif sur *Meloidogyne*, mais ce comportement n'est pas généralisable à toutes les espèces de nématodes [10]. Une protection de 86 à 91 % de plants de tomate contre *M. incognita* a été obtenue par apport de quatre nitrates et d'un sulfure. Indépendamment du mode d'action des concentrations de ces sels, les résultats indiquent qu'on peut contrôler une population de nématodes en manipulant des facteurs environnementaux abiotiques [98].

Sur cette base, nous nous sommes intéressés à l'hétérogénéité de la répartition des nématodes dans les champs. Les compétitions interspécifiques sont généralement évoquées pour expliquer cette situation mais on peut également émettre l'hypothèse selon laquelle des variations spatiales de teneur en certains éléments physico-chimiques de l'horizon superficiel du sol pourraient aussi intervenir. Les observations effectuées à la Martinique dans des champs cultivés en canne à sucre sur des sols argileux, où le terrain a été nivelé mécaniquement dans les années 70 (remodelage), confirment cette hypothèse [99]. Dans les zones (remodelées), l'affleurement d'horizons profonds engendre l'apparition et le maintien de peuplements composés des mêmes espèces que celles des situations remodelées, mais en proportions différentes. Ces situations offrent un bon support pour déterminer les facteurs édaphiques qui pourraient être impliqués dans ces variations spatiales des peuplements nématologiques [100].

Les résultats obtenus confirment que les variations spatiales de texture des horizons superficiels peuvent expliquer l'hétérogénéité de l'abondance des nématodes entre différents points d'une même parcelle. Mais l'analyse montre aussi que, pour certaines espèces, cette hétérogénéité est parfois associée à des variations dans la teneur en bases échangeables. Sur canne à sucre, les populations de *Helicotylenchus erythrinae* sont plus importantes dans les échantillons où la teneur en calcium échangeable est élevée [92]. Pour *Pratylenchus zaeae*, la situation inverse est observée pour le calcium ou pour le pH, mais avec des écarts de plus faible amplitude pour les

nématodes .Hormis le calcium, ce type de relation a été aussi trouvé avec le magnésium pour *Pratylenchus coffeae* sur l'igname [101].

En d'autres termes, il faudrait théoriquement accroître la teneur en calcium échangeable de 20% environ dans ces champs pour que les populations de *Pratylenchus* diminuent considérablement. Cet objectif n'apparaît pas complètement utopique puisque les différences de teneurs en calcium entre les zones infestées et peu infestées en *Pratylenchus* ne représentent que 35 % environ de l'amplitude maximale naturelle des teneurs en calcium dans ces parcelles de canne à sucre. En agissant sur certains éléments chimiques du sol, et dans une échelle compatible avec l'équilibre écologique du milieu (puisque'elle est incluse entre les teneurs minimum et le maximum observées localement), il pourrait donc être possible d'influencer certaines populations de nématodes et par conséquent, par le jeu des relations interspécifiques, de modifier la structure du peuplement [8].

3.2. Influence des facteurs biotiques sur les communautés de nématode

3.2.1. Matière organique

La matière organique du sol, qu'elle soit naturellement constitutive (sols tourbeux par exemple) ou qu'elle soit apportée en amendements, contribue généralement à abaisser la pression parasitaire des nématodes. Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette observation [24]:

- En premier lieu, certains produits de la décomposition de la matière organique peuvent être directement toxiques pour les populations du sol [101]. Cette toxicité peut-être due à la production de substances simples hydrocarbures, sulfures...), ou parfois à la présence d'alcaloïdes ou de phytoalexines produites par le métabolisme secondaire des plantes utilisées comme amendement organique ricin, neem...).

- En deuxième lieu, la matière organique favorise également le développement de microbiontes parmi lesquels des antagonistes naturels des nématodes (champignons, bactéries, prédateurs...).

-En troisième lieu, le rôle de la matière organique est toutefois le plus souvent indirect, par l'amélioration de la fertilité du sol (structure et nutrition) qui entraîne une meilleure croissance de la plante avec pour conséquence un accroissement de la tolérance aux attaques parasitaires.

Des travaux montrent que les nématodes bactériovores ou fongivores sont également de bons indicateurs de fertilité, dans la mesure où ils se développent au détriment des bactéries ou des champignons associés à la présence de la matière organique [8].

Cependant, pour les nématodes phytophages à titre d'exemple *Meloidogyne incognita* a été réduite dans les sols amendés avec différents substrats organiques, ainsi que la réduction a été attribuée à la libération de l'azote ammoniacal [103, 104].

3.2.2. Eau

Les nématodes sont fondamentalement aquatiques dont l'eau joue un rôle essentiel dans la régulation des niveaux de populations, bien que la plupart des espèces soient aptes à survivre à des conditions de sécheresse prolongées en état d'anhydrobiose [105]. La grande saison sèche entraîne une forte baisse des niveaux de populations qui remontent fortement après la reprise des pluies [24].

Jonhson [105] élevant *Tylenchorhynchus martini* dans les sols de rizières maintenus à des taux d'hygrométrie contrôlé (onze, vingt-cinq, trente, soixante-quinze et cent pour cent), constate que le nématode se développe bien entre quarante et soixante pour cent d'humidité relative, mais se multiplie en revanche très faiblement aux conditions extrêmes de onze et cent pour cent.

En 1959, **Norton** [50] montre que le niveau de population de trois espèces fréquentes (*Aphelenchus avenae*, *Paratylenchus projectus* et *Tylenchorhynchus brevidens*) est en étroite corrélation avec le régime

pluviométrique. La même année **Hamblen et Slack** [107] constatent que le taux de reproduction d'*Heterodera glycines* diminue progressivement au fur et à mesure que s'abaisse le degré hygrométrique du sol. En 1960, **Ward** [108] signale à son tour que l'humidité du substrat est un facteur prépondérant pour la multiplication de *Xiphinema americanum*.

Il semble que les conditions excessives de sécheresse ou d'humidité aient une influence différente sur les diverses espèces terricoles. Ainsi, les inondations tuent la plupart des nématodes [109] mais favorisent en revanche la pullulation des certains autres, els que *Radopholus oryzae* et *Ditylenchus angustus* [75]. De même la sécheresse provoque la mort d'un grand nombre d'espèces, tandis que d'autres, plus résistantes, telles que *Ditylenchus dipsaci* parviennent à survivre [75].

En sols saturés ou ces espèces étant gorgés d'eau, il est impossible aux nématodes de nager et de se déplacer, car ils exigent, pour se mouvoir, de ramper sur une surface humide solide [49]. En outre, dans les terres inondées intervient un second facteur : l'absence d'air, qui provoque l'asphyxie des animaux [110, 111, 112].

Il apparait à la vue de ces différents résultats que la variation de teneur en eau d'un sol peut induire des changements profonds dans la nématofaune et que l'activité des nématodes dans le sol est maximale quand les pores sont vides et ne reste qu'un film d'eau autour des diverses particules terreuses.

Dans les régions soudano-sahéliennes, les nématodes s'apparentent très largement à des particules de sol et cette convergence est renforcée où le contraste entre saison sèche et saison des pluies. Les conduit à développer des formes de résistance comme l'anhydrobiose qui leur confère une inertie totale [113] et les rend manipulables comme des particules de sol. Enfin, comme ils sont essentiellement localisés dans les couches superficielles du sol [114, 115] les nématodes sont sensibles au ruissellement (ils sont de masse équivalente à celle d'un grain de sable fin).

3.2.3. Travail du sol

Les nématodes sont généralement plus abondants en absence de travail du sol [116] qui induit une modification des caractéristiques physico-chimiques du sol ainsi qu'une modification de la structure spécifique du peuplement de nématodes phytoparasites. Cependant, les effets du travail de sol varient en fonction des espèces de nématodes phytoparasites présentes [117,118]. Le travail du sol (labour, sarclage..) induit des modifications des conditions hydriques et thermiques dans la strate superficielle du sol, où les nématodes sont majoritairement présents, susceptibles d'influencer leur développement [34].

3.2.4. Jachère

La jachère restaure la structure du sol ou accroît le taux de matière organique [119,120] elle a donc les capacités de modifier radicalement la structure des peuplements de nématodes dans les sols ; elle est largement utilisée pour lutter contre les nématodes [121], avec pour objectif d'éliminer physiquement ces parasites qui sévissent sur la culture pratiquée en alternance par exemple, trois ans de culture de *Panicum mruvimzrn* permettent de faire disparaître les *Meloidogyne*, parasites extrêmement pathogènes des cultures maraîchères [122], tout en favorisant le développement d'autres espèces de nématodes, dont l'incidence semble négligeable sur ces cultures c'est le cas de la jachère pratiquée dans le bassin arachidier sénégalais, qui consiste à abandonner le champ à la végétation naturelle [123].

Sur le plan quantitatif, si tous les nématodes phytoparasites sont additionnés, cette pratique provoque un accroissement de la densité de nématodes. En effet, les espèces qui sévissaient dans les champs cultivés ont fortement régressé ou disparu mais elles sont remplacées par d'autres [124]. Ainsi, dans la région de Sonkorong, la richesse spécifique en espèces abondantes dans les champs cultivés, qui est en moyenne de 6, passe à 12 dans une jachère de 10 ans et à 13 dans une forêt.

CHAPITRE 4

MATERIEL ET METHODES

4.1. Présentation des deux régions d'étude

4.1.1. Situation géographique

Notre expérimentation s'est déroulée dans deux régions d'études à savoir la région de Médéa et la région de Blida.

La Wilaya de Médéa est située dans l'Atlas Tellien, d'environ 88 Kilomètre au Sud d'Alger. Il s'étend sur une superficie de 8700 Km² et une hauteur de 900 Km de la mer. Cette wilaya participe ces frontières avec bon nombre de Wilayas du centre et de daïra:

Au Nord : Wilaya de Blida

Au Sud : Daïra de Ain Oussera

De l'Est : Wilaya de M'sila et Wilaya de Bouira

De l'Ouest : les Wilayas de Ain Defla, Tissemsilt et de Tiaret

La Wilaya de Blida est située dans le nord de l'Algérie sur les pentes des montagnes de l'Atlas Blidéen, au sud de la plaine de Mitidja. La ville de Blida « capitale de la Mitidja » appelée la ville des roses, est bordée :

Au Nord : par la wilaya d'Alger

Au Sud : par la wilaya de Ain Defla et Médéa

De l'Est : par la wilaya de Boumèrdes et de Bouira

De l'Ouest : par la wilaya Tipaza



Figure 4.1: Limite géographique de la wilaya de Blida et la wilaya de Médéa

4.1.2. Le climat

Vu le rôle important que joue le climat dans la dynamique des populations animales, il est nécessaire de donner un aperçu sur les fluctuations climatiques, à savoir les précipitations et les températures.

Le climat de Médéa est doux, chaud en été et froid en hiver dont la moyenne de la pluviométrie est comprise entre 200-400 mm dans le sud et 450-700 mm dans le nord (APPENDICE C), en plus des fortes chutes de neige au cours des saisons très froid ce qui offre une diversité écologique à cette région.

La wilaya de Blida se caractérise par un régime pluviométrique typiquement méditerranéen avec un maximum en hiver et un minimum en été (APPENDICE B). Les précipitations varient entre 600 et 900 mm en fonction de la région considérée (localisation géographique et l'altitude) [125]. Cette distribution inégale des précipitations au cours du cycle annuel et l'alternance de saison humide et saison sèche joue un rôle régulateur des activités biologiques des ravageurs [126].

4.1.3. Synthèse climatique

4.1.3.1. Étage bioclimatique (Climagramme d'EMBERGER)

L'indice d'EMBERGER permet la caractérisation des climats et leurs classifications dans les différents étages bioclimatiques.

L'indice d'EMBERGER où le coefficient pluviométrique est calculé selon la formule [127] :

$$Q_2 = 3,43 \frac{P}{M-m}$$

Avec :

p : pluviométrie annuelle (mm) ;

M : Moyenne des températures maximale du mois le plus chaud ;

m : Moyennes des températures minimales du mois le plus froid.

En plaçant les valeurs (T_{\min} ; Q_2) sur le diagramme d'EMBERGER, nous avons défini l'étage bioclimatique pour nos régions d'études.

La région de Blida se situe dans l'étage bioclimatique sub-humide à hiver frais (1999 à 2009 et pour l'année 2009). La région de Médéa s'est placée dans l'étage bioclimatique semi aride à hiver doux (1999 à 2009 et 2009) (Figure 4.2).

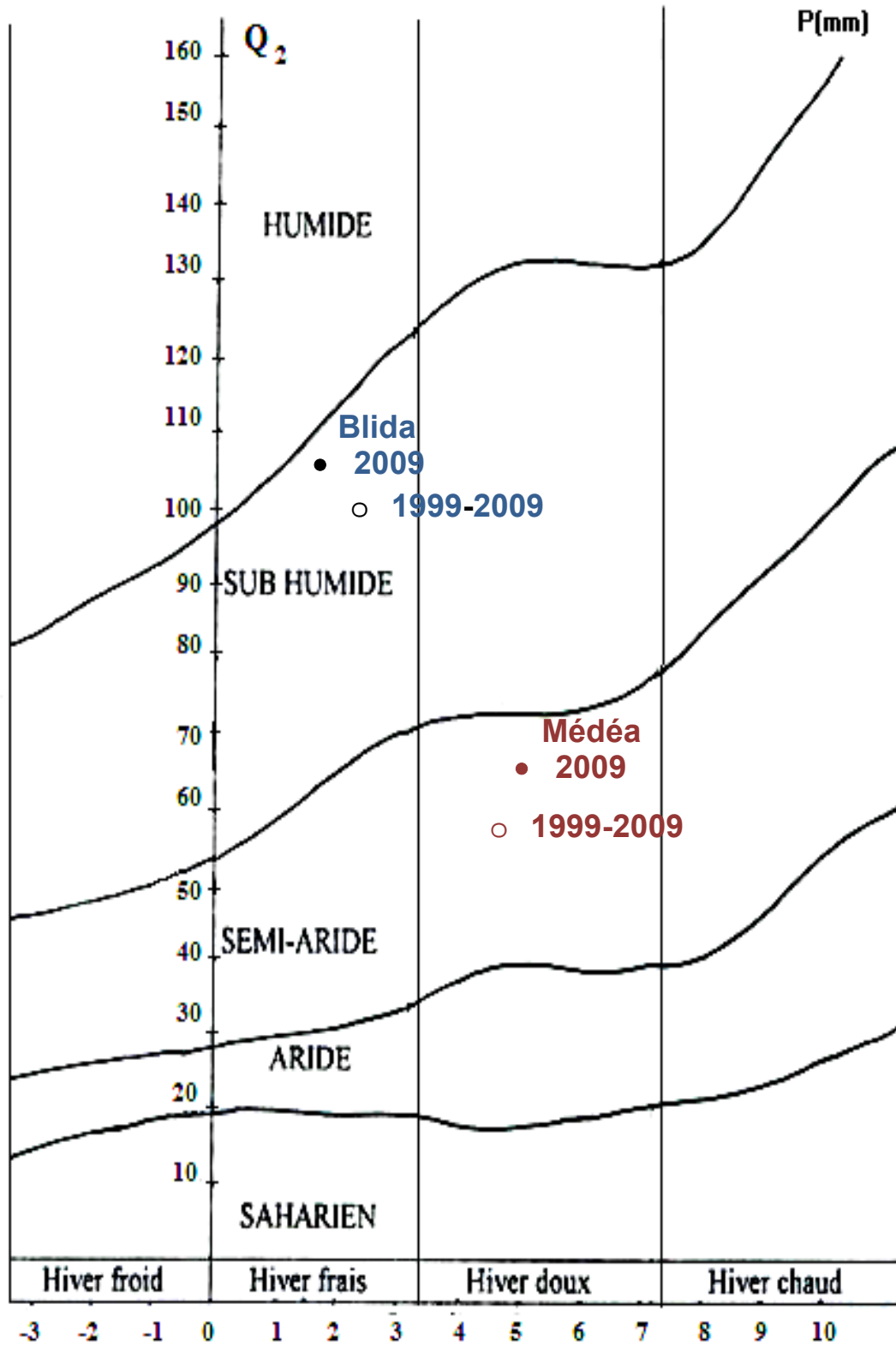


Figure 4.2 : Localisation des régions d'étude sur le climagramme D'EMBERGER

4.2. Présentation des deux sites d'étude

Notre étude a été réalisée dans deux régions :

1- Béni Slimane située au niveau de l'Atlas Tellien dans le Nord-est de la Wilaya de Médéa dont les coordonnées géographiques sont: $36^{\circ} 13' 76''$ Nord, $3^{\circ} 18' 75''$ Est, et à une altitude de : 4,48, (figure 5.4 : photo satellite,).

2- Boufarik située au niveau de l'Atlas Blidéen dans la Mitidja. Les coordonnées géographiques sont : $36^{\circ} 36' 35''$ Nord, $2^{\circ} 51' 77''$ Est, et une altitude de: 9,51, (figure 4.3 : photo satellite,).

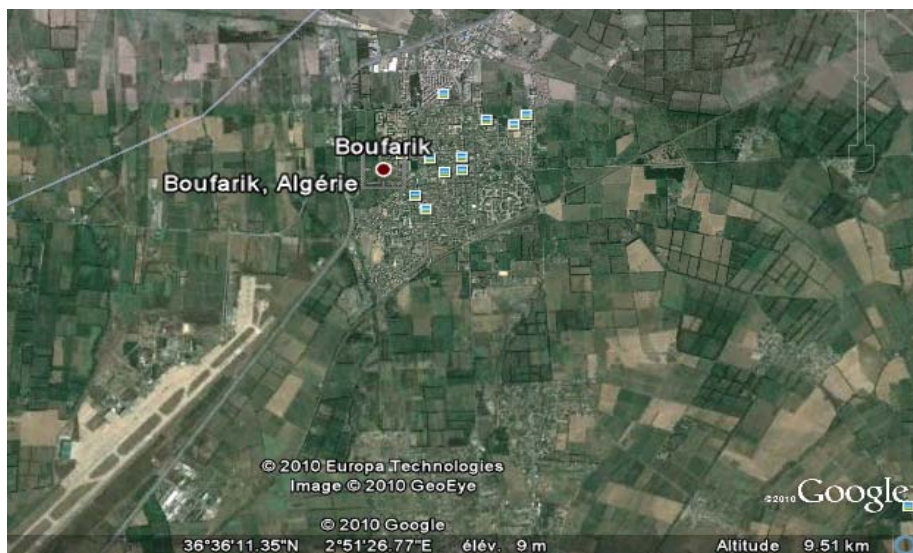


Figure 4.3 : photo satellite des deux stations d'étude

4.4. Inventaire des nématodes associés à l'oléiculture

4.4.1. Méthodologie

Le travail expérimental est réalisé en fonctions des étapes suivantes :

- ✓ Sortie sur terrain et prélèvement des échantillons de sol
- ✓ Extraction des nématodes du sol par la méthode de flottaison et de Sédimentation, méthodes des seaux, [128].
- ✓ Caractérisations des nématodes (dénombrement et Identification) à la loupe binoculaire en se basant sur la clé d'identification de Jaccob et Middepiaats [44].
- ✓ Analyses pédologiques.

4.4.1.1. Sites d'échantillonnage

Les échantillonnages ont été réalisés dans deux stations oléicoles. Un site dans la région de Tessala Elmardja (la station expérimentale de l'ITAF) et l'autre dans la région de Béni Slimane (la ferme pilote Si Achour). Les prélèvements dans les deux stations ont concerné des vergers de classes d'âges différentes (de 5 à 10 ans « jeune verger » et de 10 à 30 ans « verger âgé »). La répartition spatiale des nématodes à été retenue pour cela nous avons limité les prélèvements dans chaque verger à deux profondeurs du sol (de 0 à 30 cm et de 30 à 50 cm).

4.4.1.2. Méthodes d'échantillonnages

Le dispositif choisi (figure 21) résume le mode de prélèvement dans nos stations d'études. Les échantillons de sol sont réalisés sur une surface de deux hectares par station. Pour chaque classe d'âge, les prélèvements ont été effectués sur une surface d'un hectare. Chaque hectare est divisé en 4 parcelles (répétitions). Au niveau de chaque parcelle un prélèvement de sol composite, qui consiste à réunir des échantillons élémentaires de sol d'environ 200 g chacun récolté dans la rhizosphère des arbres à l'aide d'une binette ou d'une tarière. Dans chaque parcelle, nous avons choisi cinq (4 arbres le long d'une diagonale (fig.21), autour de chaque arbre nous prélevons (4 échantillons de sol de 200g) aux profondeurs étudiés (0-30 et

30- 60 cm). Les échantillons par bloc pour chaque profondeur et pour chaque classe d'âge sont rassemblés dans un sac référencié. Des prélèvements pendant les mois de Mars, Avril, Mai, Juin et Septembre de l'année 2009 ont été réalisés dans les parcelles d'études.

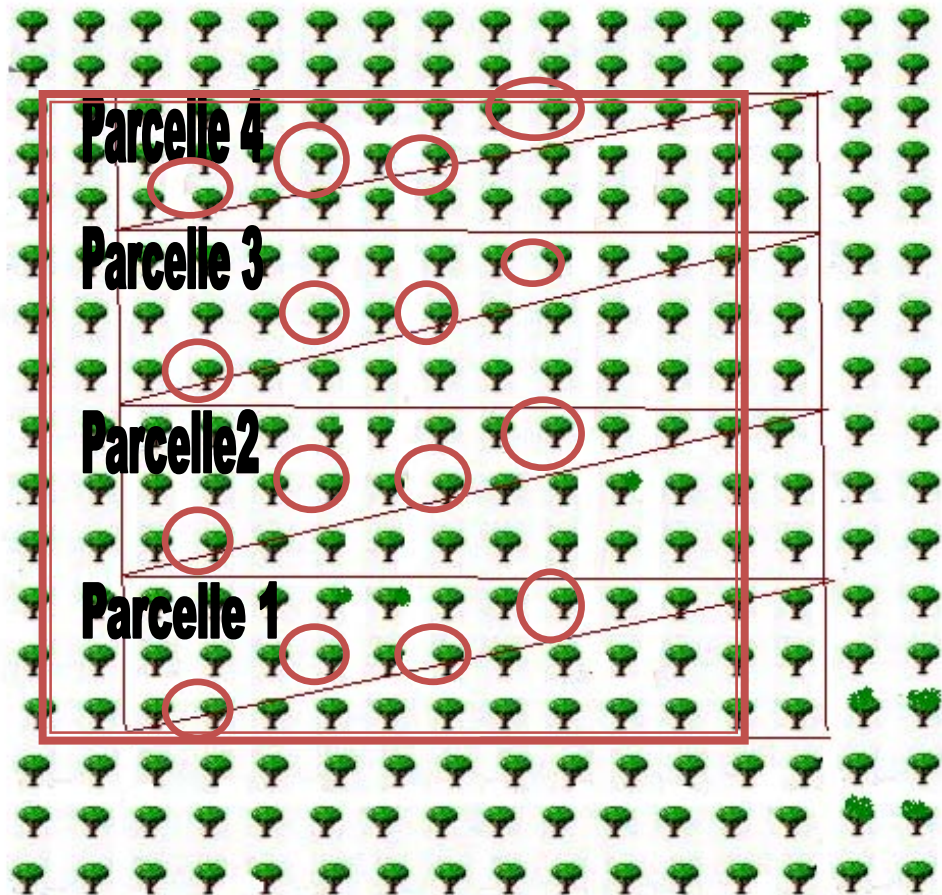


Figure 4.5 : Dispositif expérimental de chaque site étudié

4.4.1.3. Extraction des nématodes du sol

La méthode d'extraction utilisée est celle des seaux de Dalmasso, dite méthodes de flottaison et de sédimentation. Elle est basée sur les différences de densité entre les nématodes et les différentes parties du sol. Elle nous permet d'extraire les nématodes de différentes tailles du sol en superposant des tamis à différentes mailles.

4.4.1.3.1. Matériel nécessaire

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

- Passoire à maille de 2 mm.
- Deux tamis de 50 μm .
- deux seaux de 10 L chacun
- Bâton.
- Béchers.
- Entonnoirs.
- Des tubes à essai de 50 ml.
- Tamis avec filtre kleenex.
- Pissette d'eau.
- Cellule de comptage gradué.
- Loupe binoculaire.

4.4.1.3.2. Procédé d'extraction

La méthode d'extraction a été décrite par Dalmaso [128]. Les sols sont préalablement bien homogénéisés au laboratoire sur un plateau. A partir de ces échantillons, on prépare dans un bécher 250 ml de terre. Cette quantité est déposée et délayée à travers un tamis (2mm) dans une petite bassine. Le tamis va retenir les gros cailloux, le sable grossier et les débris organiques. Le contenu de la bassine est ensuite transvasé dans un seau en plastique qui est complété à 6 ou 7 litres d'eau. A l'aide d'un bâton, on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol. On les laisse quelques secondes pour que l'eau se stabilise sans qu'elle s'arrête totalement de tourbillonner. On verse le surnageant sur deux tamis superposés de 50 μm qui vont retenir les nématodes. On récupère successivement le contenu des deux tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristalliseur (Figure 4.6). On répète l'opération 3 à 4 fois pour récupérer le maximum de nématodes.



Figure 4.6 : Méthode d'extraction des nématodes (Photos personnelles) :
 (a) mise en suspension des nématodes ; (b) passage de la suspension à travers le tamis de 0.05 millimètre ; (c) récupération du contenu du tamis dans le cristalliseur.

4.4.1.3.3. Purification par passage actif des nématodes

On procède ensuite à la purification par passage actif des nématodes car la solution obtenue après extraction est boueuse. Il est impossible d'observer les nématodes à ce stade. Pour cela on prépare les tamis en plastique avec des filtres Kleenex humidifiés. On fait passer le contenu du cristalliseur pour chaque échantillon, à travers les tamis précédemment préparés celui-ci est placé au préalable dans une boîte de Pétri. On remplit la boîte de Pétri d'eau jusqu'à l'affleurement de la surface du tamis (Figure 4.7). On laisse la diffusion pendant 3 jours. Passer ce délai, le contenu de chaque boîte de Pétri est versé dans un tube à essai (100ml) et il est laissé se décanter pendant 1 heure. Ensuite il sera réajusté à la graduation adéquate (25, 50,75 ou 100ml) en fonction de la densité des nématodes dans le tube.

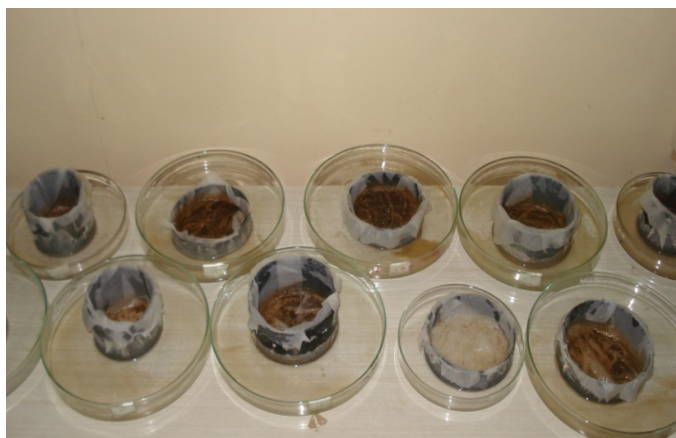


Figure 4.7 : Le passage actif des échantillons du sol (Photos personnelles).

4.4.1.4. Dénombrement et identification des taxons

Pour évaluer la densité totale des nématodes et celles des taxons dans nos échantillons, nous prélevons 5 ml après homogénéisation des tubes contenant nématodes (Figure 4.8). Ils sont déposés dans la cellule de comptage pour le dénombrement et l'identification morphologique basée sur l'observation de certains caractères discriminants (la longueur et la forme du stylet, la forme de la tête, de la queue, la longueur du corps, la disposition de la glande œsophagienne par rapport à l'intestin) sous loupe binoculaire. Les populations de nématodes du sol sont exprimées en nombre de nématode par dm^3 (N/dm^3) [129].

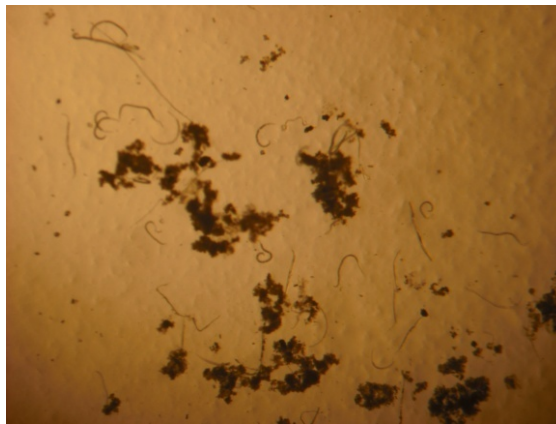


Figure 4.8 : Les différents genres de nématodes observés sous loupe binoculaire (Photos personnelles).

4.5. Analyse pédologiques des échantillons du sol

4.5.1. Analyse granulométrique

Cette méthode consiste à faire subir à la terre fine :

- une attaque par l'eau oxygénée pour détruire la matière organique.
- une attaque par l'acide chlorhydrique pour éliminer le calcaire. Ces deux traitements sont généralement appliqués aux sols organiques et calcaires.

L'échantillon est ensuite mis en suspension par une solution dispersante : l'héxamétaphosphate de sodium, sel neutre qui élimine tous les ions maintenant les colloïdes à l'état floculé.

Après cette dispersion, la séparation des différentes particules peut se faire alors selon leur diamètre par la méthode internationale qui tient compte de la vitesse de sédimentation des particules en utilisant la loi de STOCKES. L'analyse granulométrique recherchée est celle à quatre fractions: Argile, Limon, Sable fin, Sable grossier.

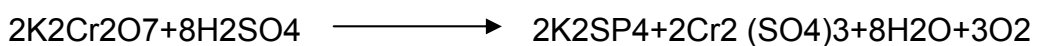
- siphonage, tamisage sous l'eau : pour les fractions sableuses, on effectue une séparation par tamisage successifs.
- les limons grossiers sont déduits par différence.

4.5.2. Dosage de la matière organique (%) Méthode Anne (1945)

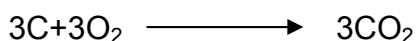
La méthode Anne consiste à oxyder à chaud le carbone de la matière organique contenue dans un échantillon de sol, en présence d'un oxydant puissant : le bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) en milieu sulfurique en présence de diphénylamine.

L'excès de bichromate de potassium non réduit par le carbone organique est alors titré par une solution de sel de Mohr (Sulfate de fer d'ammonium $(NH_4)_2Fe(SO_4)_2$ (qui réduit le bichromate) dont la couleur passe du bleu foncé au bleu vert. On admet ainsi que l'oxygène consommé est proportionnel au carbone que l'on veut doser. Le taux de matière organique peut être déduit du résultat obtenu sachant que le carbone représente 58% de la matière organique.

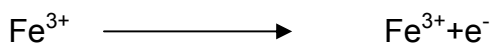
Ce sont des réactions d'oxydo-réduction qui sont mises en jeu, il y a :



-Oxydation du carbone:



-Enfin le dosage de l'excès d'oxydant ($K_2Cr_2O_7$) qui fait passer le fer du sel de MOHR de l'état bivalent (réduit) à l'état trivalent (oxydé).



$\%C = (n' - n) \cdot 0,615/p$, ou :

n' = volume du témoin

n = volume de l'échantillon

p = prise d'essai

Le taux de matière organique est calculé selon l'équation suivante :

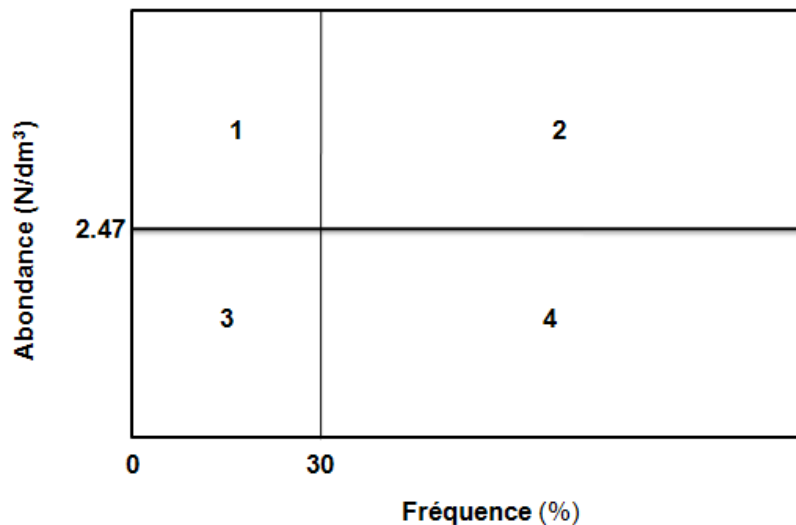
$$\text{Mo}\% = C\% \cdot 1,72.$$

4.6. Exploitation des résultats

4.6.1. La fréquence et l'abondance

D'après le principe de Merny et Luc [130] l'importance d'un genre est établie en connaissant sa fréquence et son abondance (Tableau 5).

Tableau 5 : Structure d'un diagramme fréquence et abondance [130].



2,47 : limite d'abondance dans le sol (300 nématodes /dm³)

30% : seuil de fréquence dans le sol et les racines

1, 2, 3,4 : quadrants identifiés par les seuils de fréquence et d'abondance, limitant quatre groupes.

(1) : nématode peu fréquents et abondants

- (2) : nématode fréquents et abondants
- (3) : nématode peu fréquents et peu abondants
- (4) : nématode fréquents et peu abondants

La fréquence : correspond au pourcentage d'échantillons dans lesquels le genre ou l'espèce a été trouvée .Le seuil de fréquence dans le sol et les racines est 30%.

L'abondance : correspond au logarithme décimale ($\log N$), où N est la moyenne des effectifs des genres dans les échantillons où ils ont été trouvés .Le seuil d'abondance est de 300 individus par dm^3 de sol ($\log 300=2,47$ N/dm^3).

4.6.2. Indices écologiques

Pour la description de certaines caractéristiques des communautés de nématode rencontrées sur l'oléiculture, les différents résultats obtenus à partir de notre travail expérimental sont transformés à des indices écologiques qui sont :

- Indice de Wasilewska (WI) calculé par la formule « $WI = (FF+BF)/PP$ » dont: FF: Nématode fongivore; BF: nématode bactériovore; PP: nématode phytoparasite [131].

- La structure trophique (T) calculé par la formule « $T = 1/\sum (pi)^2$ » dont pi : la proportion de chaque groupe trophique [132].

- La richesse générique (G) calculé par la formule « $G=(S - 1)/\log N$ » dont S : le nombre des genres et N : le nombre total des individus identifiés [133].

4.6.3. Logiciels statistiques

Tous les prélèvements ont été répétés quatre fois, Les données recueillies sur les communautés de nématodes rencontrés dans les deux stations oléicoles (ferme pilote Si Achour et ITFV) ont fait l'objet d'analyses

statistiques. Les résultats, présentés sous forme de courbes ou d'histogrammes, rejoignent le plus souvent des valeurs moyennes avec des écart-types, ces derniers ont été réalisés par le logiciel Excel.

Le calcul de quelques indices écologiques : Shannon weiner (H') et Equitabilité (E) se fait à l'aide d'un logiciel PAST (PALaeontological STatistics, ver. 1.81) [134].

Lorsque le problème est de savoir si la moyenne d'une variable quantitative varie significativement dans le temps selon les conditions (classes d'âge, classes de profondeurs, biotopes, etc...), il est préconisé de réaliser une analyse de variance par le logiciel « **SYSTAT vers. 12, SPSS 2009 et ExcelTM** ». Dans les cas où plusieurs facteurs sont en jeu, il peut arriver que toutes les interactions entre facteurs ne soient pas pertinentes à tester. Nous avons alors utilisé le modèle linéaire global (G.L.M). Par exemple, si on désire connaître l'effet des facteurs A, B et C et seulement l'interaction entre A et C, il suffit de sélectionner explicitement ces 4 catégories.

Les corrélations existantes entre la répartition des nématodes rencontrés dans les sites d'étude et des nématodes phytophages sur l'oléiculture ont mises en évidence par l'analyse multivariée du type (DCA). Le principe de cette analyse est de représenter un phénomène multidimensionnel par un graphique à deux ou plusieurs dimensions. Ce test permet de résumer la plus grande variabilité des nématodes quantifiées pour un nombre plus réduit de variables appelées axes factoriels qui ont des coordonnées comprises entre -1 et $+1$ et appartiennent à un cercle des corrélations. L'interprétation se fait à partir de l'examen du cercle des corrélations et de la position du statut des variables sur les axes factoriels [135].

L'hypothèse d'égalité de la variation dans les stations est testée par le modèle de la distance euclidienne à un facteur contrôlé par le logiciel PAST - PALaeontological STatistics, ver. 1.81.

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

Pour enlever l'effet d'une variable quantitative C corrélée à une variable d'intérêt V , on calcule l'équation de la droite de régression ($y = ax + b$) puis les résidus de cette régression. Ces résidus sont calculés en retranchant les valeurs réelles (V_i) de la variable d'intérêt aux valeurs prédites par l'équation de la droite. On a donc : Résidu (i) = $V_i - (aC_i + b)$.

CHAPITRE 5: RESULTATS

5.1. Inventaire des nématodes de l'olivier rencontrés dans les deux stations

Notre travail a été réalisé dans deux biotopes oléicoles du centre d'Algérie. Le biotope semi aride de la station de Béni slimane (ferme pilote Si Achour) et le biotope sub humide de la station de Birtoutta (Institut Technique des Arbres Fruitières et de Vigne).

Les échantillons ont porté sur des prélèvements de sol dans la rhizosphère de l'olivier dans les stations prospectées.

L'analyse nématologique a révélé la présence de 18 genres de nématodes dont leurs densités varient dans le temps en fonction des stations d'étude (APPENDICE A).

Ils sont répartis en fonction de leur régime alimentaire en quatre groupes trophiques :

- les nématodes fongivores : *Aphelenchus sp.*, *Tylenchus sp.*, *Ditylenchus sp.*, *Aphelenchoides sp.* et *Psilenchus sp.*
- Les nématodes bactériovores : *Rhabditis sp.*, *Cephalobus sp.*, *Acrobeles sp.*, *Chiloplacus sp.* et *Monhystera sp.*
- les nématodes phytophages : *Paratylenchus sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Xiphinema sp.*, *Helicotylenchus sp.*, *Pratylenchus sp.* et *Scutellonema sp.*
- les nématodes omnivores-prédateurs: *Dorylaimus sp.* et *Mononchus sp.*

5.2. Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales de la nématofaune en fonction de l'âge dans les deux biotopes.

5.2.1. Biotopes semi aride (Ferme pilote si Achour)

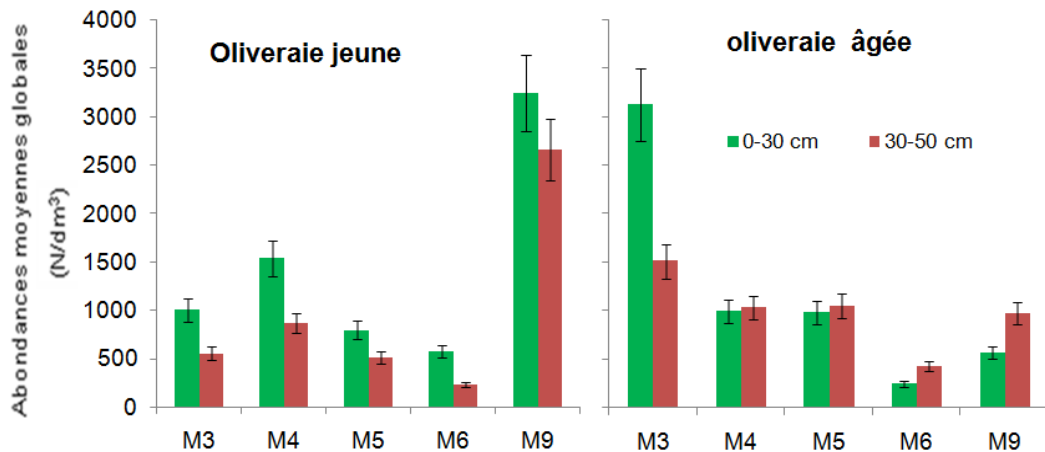


Figure 5.1 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales de la nématofaune dans le biotope semi aride en fonction de l'âge

M3 : Mars, M4 : Avril, M5 : Mai, M6 : juin, M9 : Septembre

Les résultats représentés dans la figure 5.1, résument les variations des densités globales de la nématofaune rencontrée dans le biotope semi aride. Nous remarquons une variation spatiotemporelle des densités globales des nématodes dans les deux parcelles d'âges différents. En général, quelque soit l'âge de la parcelle les abondances moyennes globales des nématodes sont plus élevées dans les premiers centimètres du sol (0-30 cm), notamment dans la jeune oliveraie. En fonction du temps, les densités globales des nématodes varient dans les deux parcelles. En effet, les plus fortes populations de nématodes sont enregistrées au printemps (mars et avril) sur la parcelle âgée. Elles sont de (3125 et $1505 N/dm^3$) respectivement dans la profondeur de (0-30cm) et (30-50cm). Alors que dans la jeune parcelle, les résultats révèlent des densités élevées des nématodes dans le prélèvement de septembre. Les densités respectives sont de (3245 et $2660 N/dm^3$) dans la profondeur (0-30cm) et (30-50cm).

5.2.2. Biotope sub humide (ITAFV)

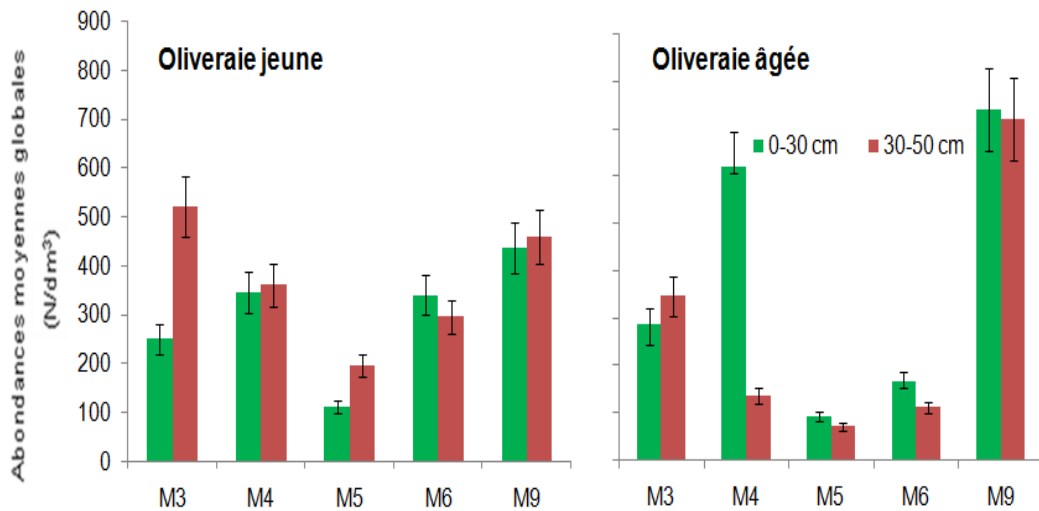


Figure 5.2 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales de la nématofaune dans le biotope sub humide en fonction de l'âge

Dans les prélèvements du biotope sub-humide (figure 5.2) nous enregistrons des variations spatio-temporelles des abondances moyennes des nématodes dans les deux parcelles d'oliveraies. Au niveau de la parcelle âgée, tous les échantillons ont montrés des populations de nématodes plus importants dans les premiers centimètres (0-30 cm) à l'exception de ceux du mois de mars. Deux pics sont signalés à cette profondeur un en septembre ($740 N/dm^3$) et l'autre en avril ($620 N/dm^3$). A la profondeur (30-50 cm) les effectifs moyens des nématodes les plus élevés sont observés seulement dans le relevé de septembre ($720 N/dm^3$). En ce qui concerne les échantillons dans la jeune oliveraie, les abondances moyennes globales des nématodes sont plus élevées à la profondeur (30-50cm). Les effectifs moyens les plus élevés sont signalés dans les échantillons du mois de mars ($520 N/dm^3$).

5.2.3. Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm³) globales de la nématofaune à travers l'analyse de la variance (GLM).

Tableau 5.1: Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des nématodes dans les biotopes étudiés

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	6609690.000	1	6609690.000	19.361	0.000
Ages	33062.500	1	33062.500	0.097	0.758
Profondeurs	295840.000	1	295840.000	0.867	0.359
Mois	4357803.750	4	1089450.938	3.191	0.026
Erreur	1.09243E+07	32	341383.242		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des nématodes dans les deux biotopes en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre la répartition des nématodes dans les stations d'étude (biotopes) et dans le temps; les probabilités respectives sont ($p=0,000$ et $p=0,026$; $p<0,05$). Cependant, les différences sont non significatives pour l'âge et les profondeurs (Tableau 5.1).

La figure 5.3, nous permet de déduire que les abondances moyennes des nématodes les plus importantes sont signalées dans le biotope semi aride (Si Achour, Médéa). Toutefois, ces abondances varient sensiblement dans le temps ($p=0,026$; $p<0,05$). Les plus fortes densités sont enregistrées dans les prélèvements de septembre suivi par ceux du mois de mars, les plus faibles sont celles du mois de juin.

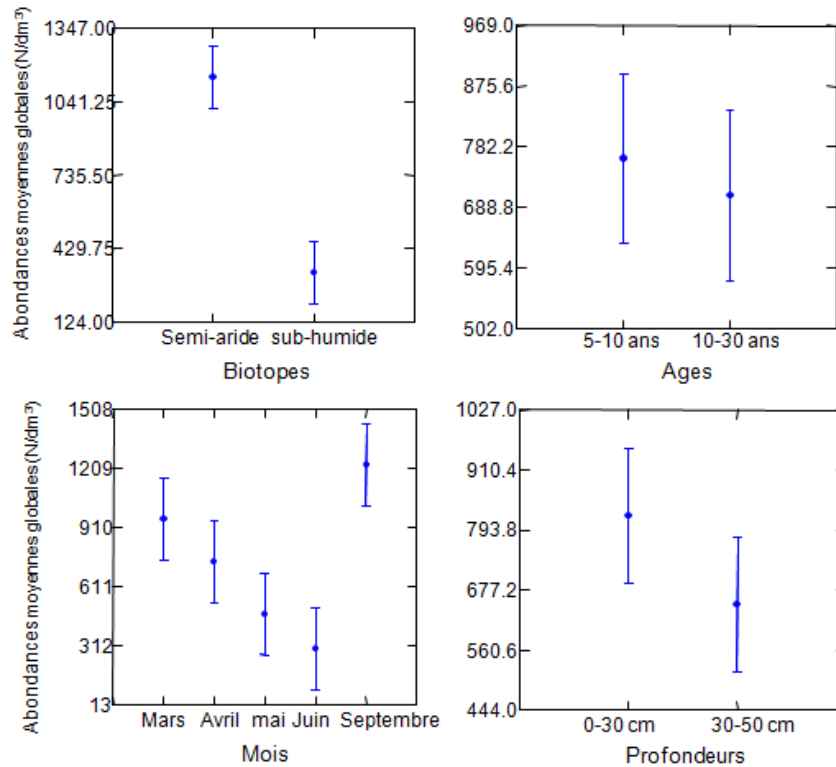


Figure 5.3 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes globales des nématodes

5.3. Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales des groupes trophiques dans les deux biotopes en fonction de la l'âge

5.3.1. Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour)

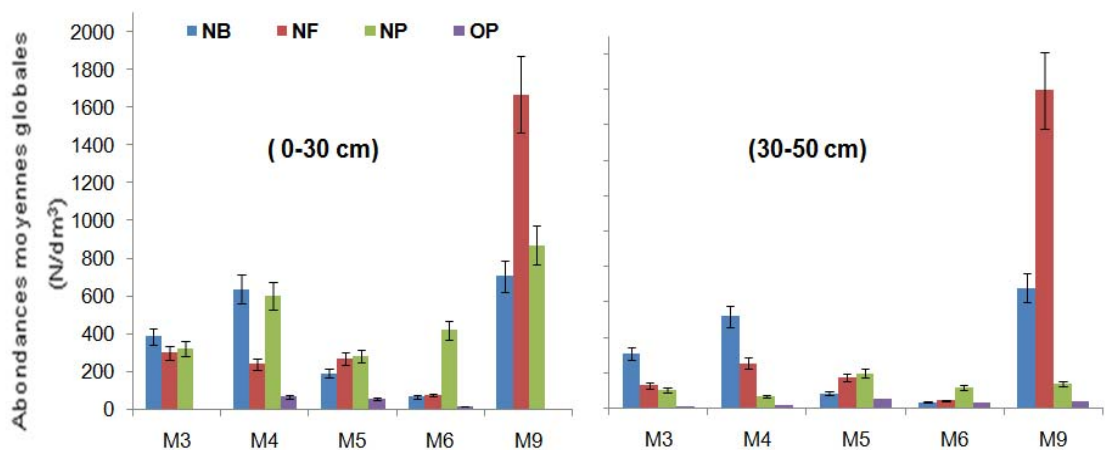


Figure 5.4 : Variations spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales des groupes trophiques dans la jeune parcelle

NB : bactériovore, NF : fongivore, NP : phytophage, OP : omnivore-prédateur

La répartition des abondances moyennes (N/dm^3) des groupes trophiques dans le biotope semi-aride varie dans le temps en fonction de l'âge de la parcelle et la profondeur de l'échantillon.

Dans la jeune parcelle (figure 5.4), nous constatons de fortes densités des nématodes fongivores, notamment dans les prélèvements du mois de Septembre dans les deux profondeurs (0-30 cm et 30-50cm). Toutefois, les échantillons des mois de « mars, avril et mai » les effectifs moyens de ce groupe trophique s'avèrent plus élevés dans prélèvements à la profondeur de 0-30 cm qu'à celle de 30-50 cm

Pour le groupe des bactériovores les abondances moyennes sont presque similaires au cours du temps pour les deux profondeurs. En ce qui concerne le groupe des phytophages de fortes densités sont enregistrées dans échantillons à la profondeur (0-30 cm). Deux pics sont observés respectivement en septembre et avril (870 et $600 N/dm^3$).

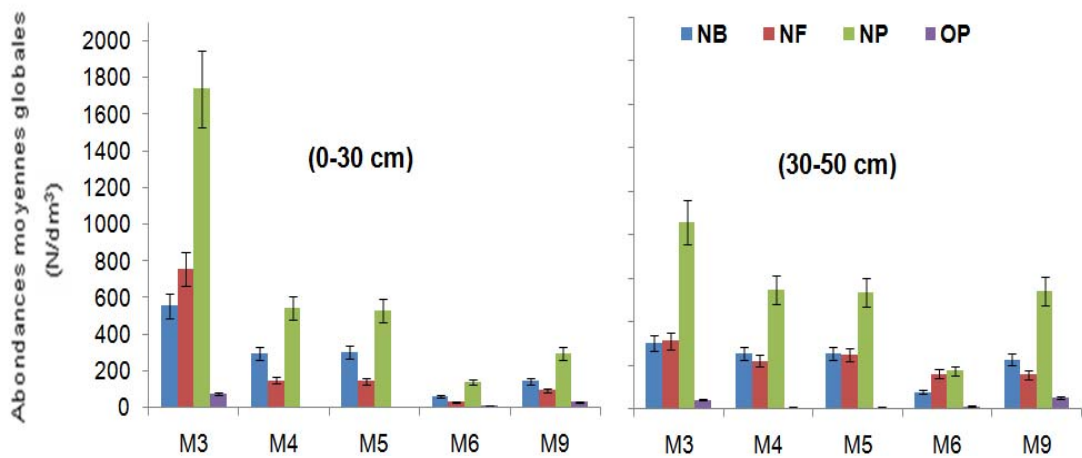


Figure 5.5 : Variations spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales des groupes trophiques dans la parcelle âgée

Dans l'oliveraie âgée (figure 5.5), nous notons une dominance des nématodes phytophages aussi bien à la profondeur (0-30 cm) qu'à celle de (30-50cm). Néanmoins, dans les échantillons prélevés à la profondeur (0-30 cm), les effectifs moyens des phytophages sont élevés dans les relevés de mars ($1740 N/dm^3$). Quand aux nématodes bactériovores et fongivores les

densités moyennes importantes sont enregistrées en mars dans le sol de la profondeur (0-30 cm).

Le groupe des prédateurs omnivores sont faiblement représenté dans nos parcelles d'études quelque soit la profondeur.

5.3.2. Biotope sub humide (ITAFV)

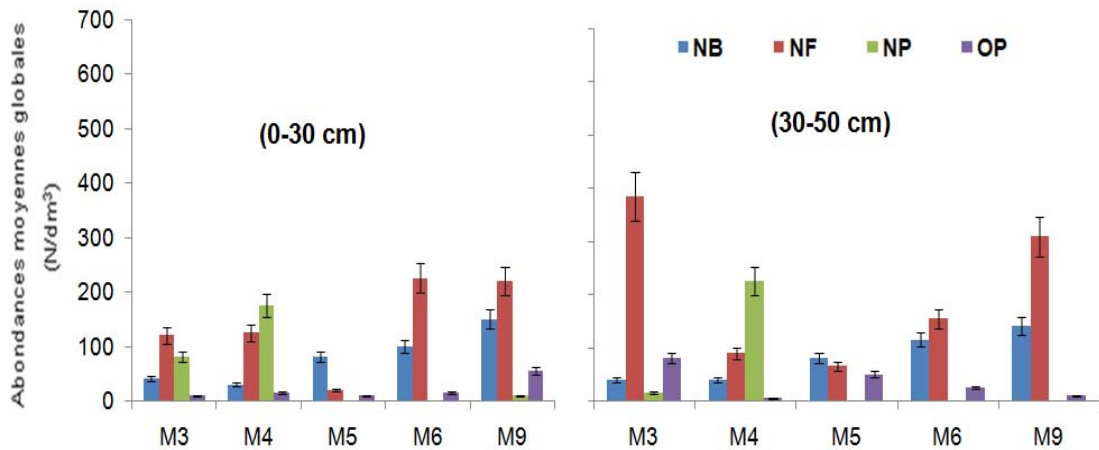


Figure 5.6 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales des groupes trophiques dans la jeune parcelle

Dans les deux parcelles (jeune et âgée) étudiée au niveau de l'institut technique des arbres fruitiers et vigne (figure 5.6 et 5.7), les abondances moyennes globales des groupes trophiques varient dans le temps en fonction de la profondeur.

Dans la jeune oliveraie (figure 5.6), nous avons enregistré la pullulation des fongivores à la profondeur (30-50 cm), notamment dans les prélèvements du mois de mars et septembre avec des densités moyennes respectives de (380 et 310 N/dm^3). Les groupes des phytophages est présents dans 60% des échantillons de la profondeur (0-30 cm) et dans seulement 20% des prélèvements à profondeur (30-50 cm). Les fortes densités des phytophages sont signalées dans le mois d'avril à la profondeur (30-50cm) et les mois de mars et avril à la profondeur (0-30cm).

En ce qui concerne les prédateurs omnivores, leur présence a été détectée dans tout les prélèvements et aux deux profondeurs. Toutefois la pullulation

de ces derniers à été observé au mois de septembre à la profondeur (0-30) et en mars pour celle à (30-50cm).

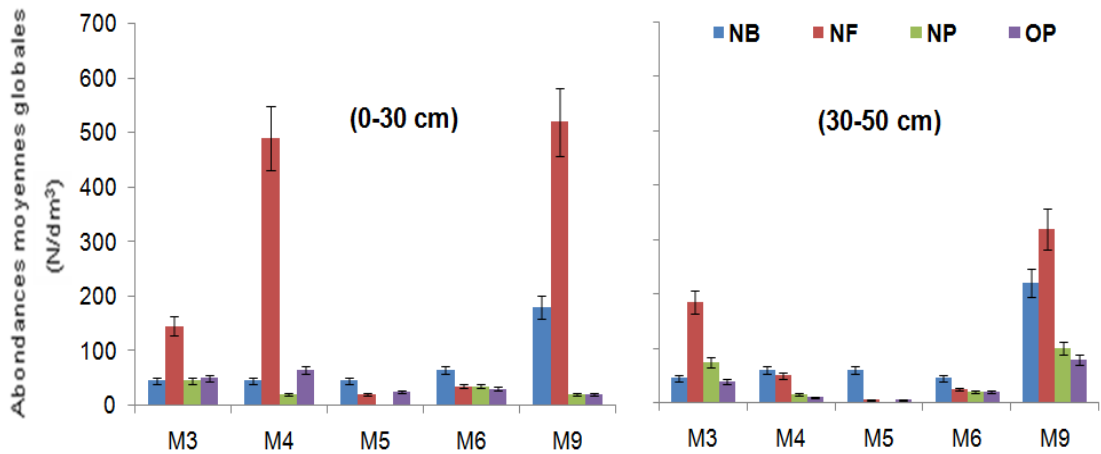


Figure 5.7 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm^3) globales des groupes trophiques dans la parcelle âgée

Les résultats de la figure 5.7, montre une dominance du groupe fongivore principalement à la profondeur (0-30cm). Des effectifs élevés sont signalés respectivement en avril et septembre (490 et 520 N/dm^3). A la profondeur (30-50 cm), les populations de fongivore les plus importantes sont observées dans les échantillons de septembre et mars (320 et 185 N/dm^3). En ce qui concerne les bactériovores, leur présence a été discernée dans tous les prélèvements. Toutefois, les abondances moyennes sont plus élevées en septembre aussi bien à la profondeur (0-30cm) qu'à (30-50cm). Les groupes de phytophage et de prédateur omnivore sont faiblement représentés notamment aux premiers centimètres du sol. Par contre à la profondeur (30-50cm) des pics sont enregistrés en septembre et mars pour les deux groupes.

5.3.3. Répartition spatiotemporelle des abondances moyennes (N/dm³) globales des groupes trophiques à travers l'analyse de la variance (GLM).

Tableau 5.2 : Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des groupes trophiques de nématode dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	1652422.500	1	1652422.500	28.446	0.000
Ages	8265.625	1	8265.625	0.142	0.707
Profondeurs	73960.000	1	73960.000	1.273	0.261
Groupes trophiques	1413601.250	3	471200.417	8.112	0.000
Mois	1089450.938	4	272362.734	4.689	0.001
Erreur	8655239.688	149	58088.857		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des groupes trophiques montre des différences très hautement significatives entre les groupes et entre les biotopes; la probabilité est de ($p=0,000$; $p<0,05$). Pour le temps (mois), la différence est hautement significative ($p= 0,001$; $p<0,05$). Cependant, les différences sont non significatives pour l'âge et les profondeurs (Tableau 5.2).

La figure 5.8, montre que le groupe des fongivores domine dans les parcelles étudiées suivi par les phytophages. Alors que les omnivores prédateurs sont les plus faibles. D'un point de vue biotope, le semi aride (Si Achour, Béni Slimane) est le plus peuplé. Les abondances des groupes trophiques varient sensiblement dans le temps ($p=0,000$; $p<0,05$). Les plus fortes densités sont enregistrées dans les prélèvements de septembre suivi par ceux du mois de mars, les plus faibles sont celles du mois de Juin.

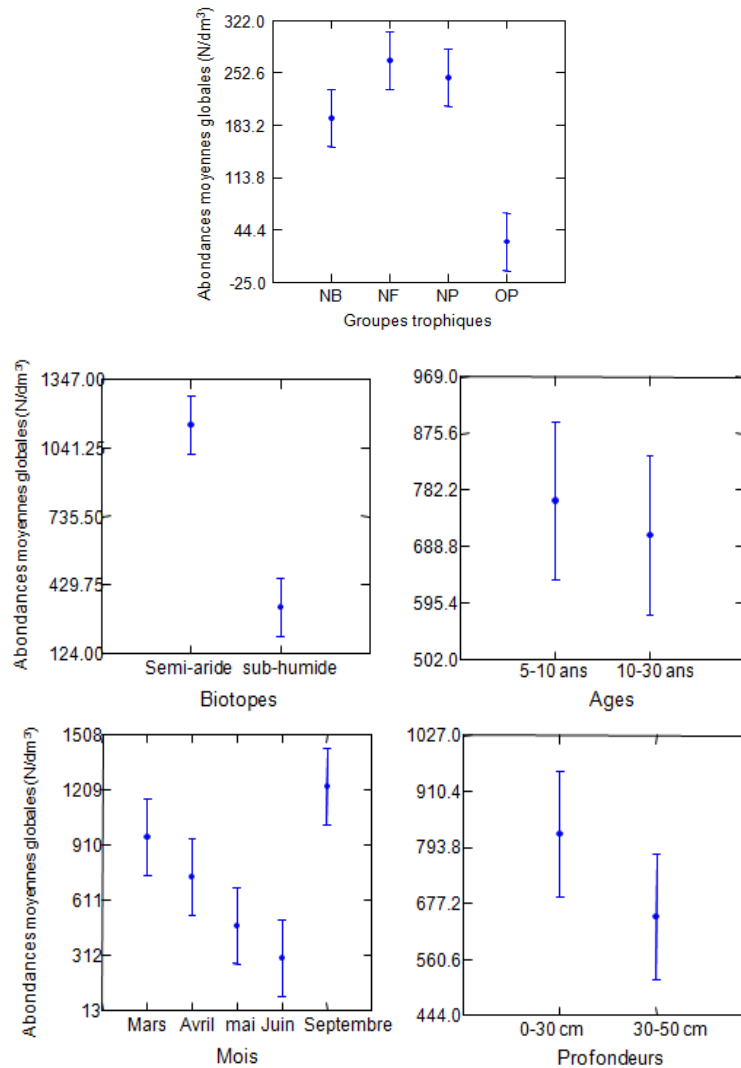


Figure 5.8 : Variation spatiotemporelle des abondances moyennes globales des groupes trophiques

5.4. Répartition spatiotemporelle des taxons rencontrés dans les deux biotopes (semi aride et sub humide) en fonctions de l'âge

5.4.1. Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour)

L'analyse de la répartition spatiotemporelle des taxons identifiés dans le biotope semi aride par la DCA dégage des affinités de certains taxons par rapport aux relevés effectués dans les oliveraies d'âge différents, (Figure 5.9). La classification hiérarchique ascendante et le calcul de distance Euclidien sur la base de similarité de (-2.8), ont défini deux groupes (Figure 5.10).

Le premier groupe réunit les taxons *Pratylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus*, *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Tylenchus*, *Cephalobus*, *Acrobeles* et *Dorylaimus* dont la répartition est assez hétérogène dans les prélèvements.

Le deuxième groupe comporte le nématode *Aphelenchoides* qui est présent dans le relevé (B9JO2) avec une forte densité.

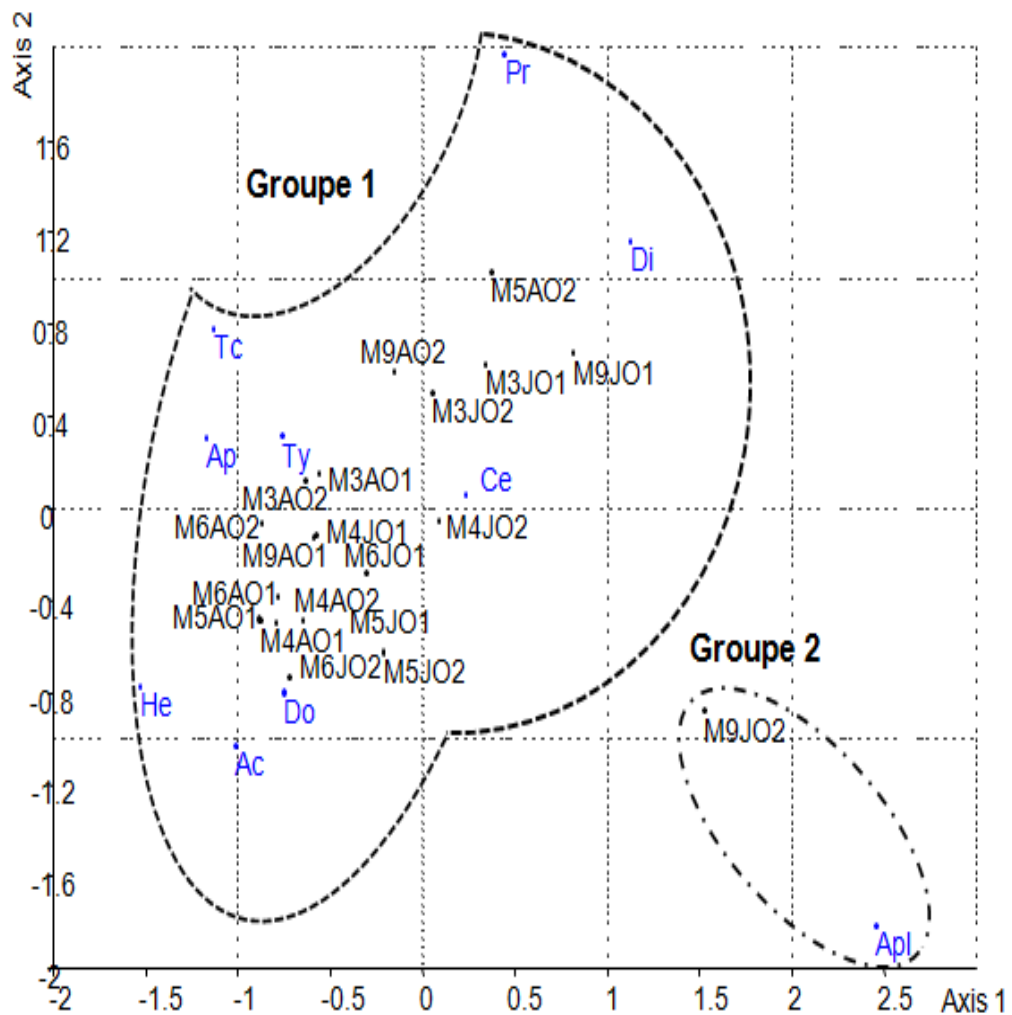


Figure 5.9 : Répartition spatiotemporelle des nématodes en fonction de l'âge dans le biotope semi aride à travers la DCA.

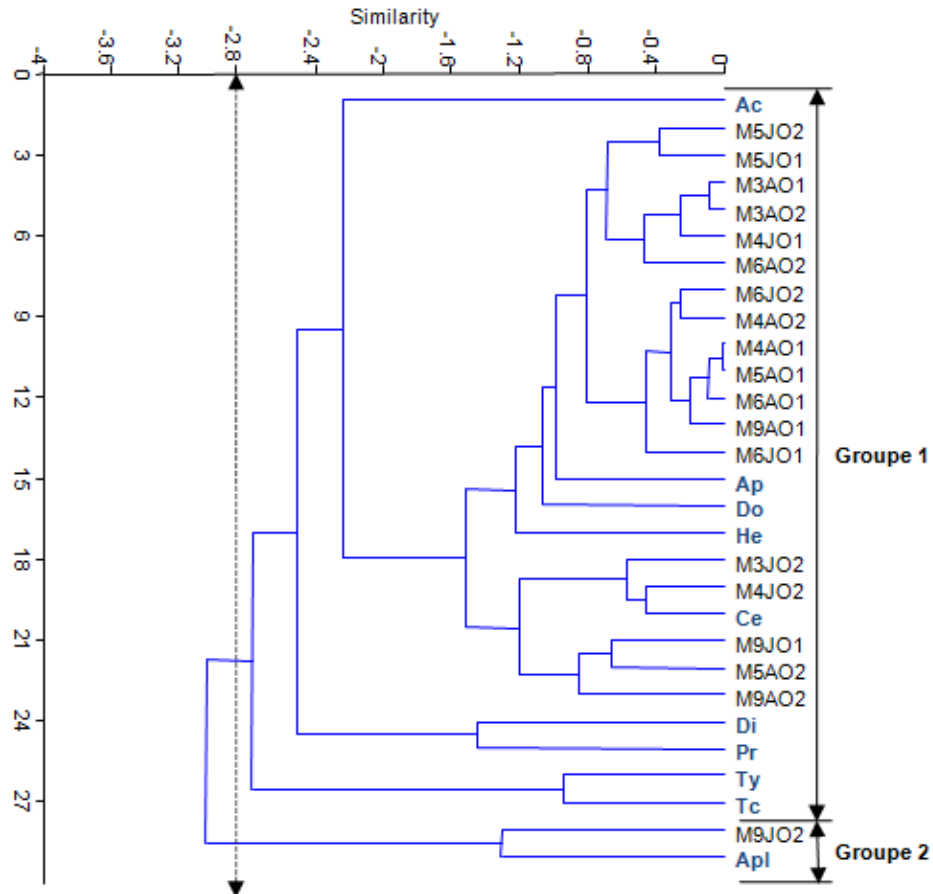


Figure 5.10: Classification ascendante hiérarchique de la structure des nématodes dans le biotope semi aride

5.4.2. Biotope sub humide (ITAFV)

L'analyse des abondances absolues moyennes des taxons identifiés par l'analyse multi variée (DCA) explique l'affinité de certain taxon par rapport à l'âge des oliveraies et leur répartition spatiotemporelle, (Figure 5.11). La classification hiérarchique ascendante et le calcul de distance Euclidien sur la base de similarité de (-1,6), ont défini trois groupes hétérogènes (Figure 5.12).

Le premier groupe rassemble les taxons bactériovores et fongivores qui sont respectivement (*Cephalobus*, *Rhabditis*) et (*Ditylenchus*, *Aphelenchoides*, *Tylenchus* et *Aphelenchus*) qui pullulent en général plus dans les vergers oléicoles âgés dans l'horizon (30-50 cm).

Le deuxième groupe réunit les nématodes phytophages (*Paratylenchus*, *Pratylenchus* et *Helicotylenchus*) qui sont présents dans le relevé du mois d'avril dans le jeune verger dans les deux horizons. Le prédateur *Mononchus* est un importun dans ce groupe ; il a été détecté que dans un seul relevé (B9AO2).

Le troisième groupe comprend trois taxons *Tylenchorhynchus* (phytophage), *Psilenchus* (fongivore) et *Dorylaimus* (omnivore) dominant dans l'olivieraie âgée dans la première couche du sol (0-30 cm).

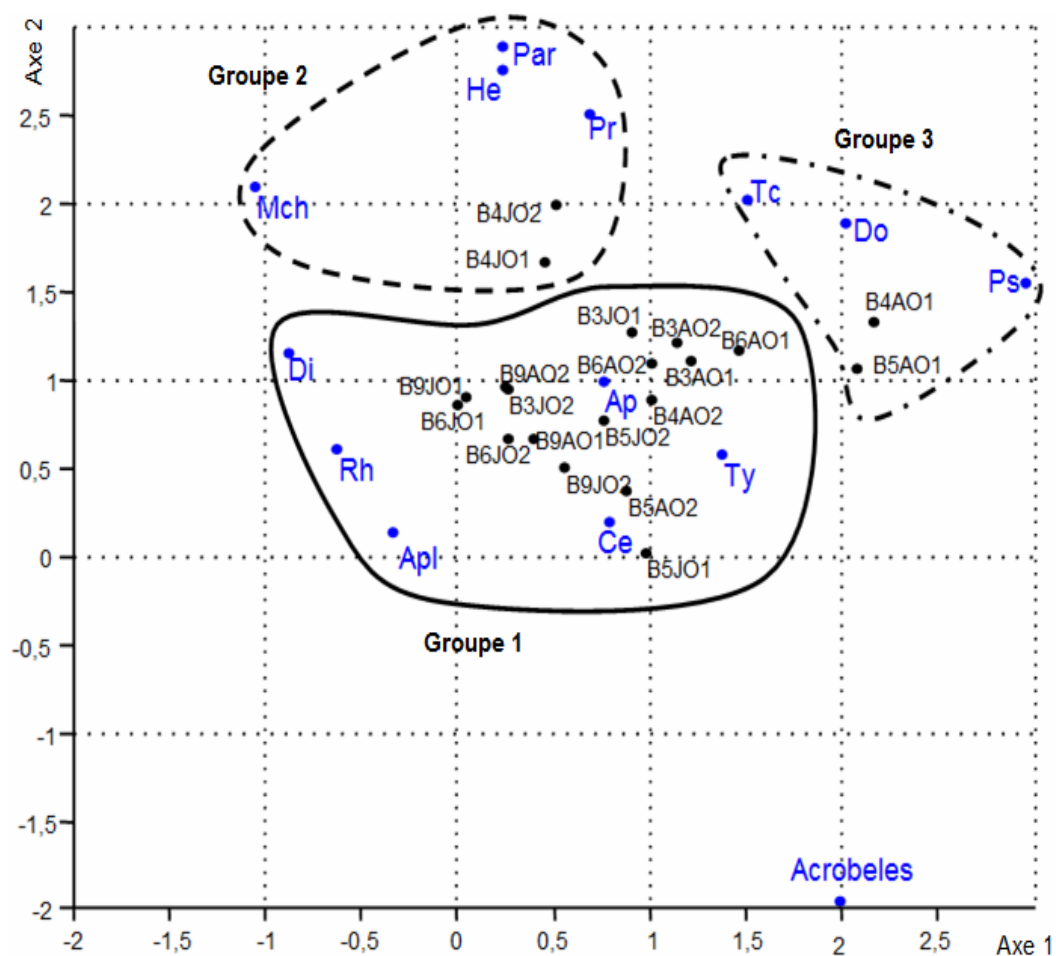


Figure 5.11 : Répartition spatiotemporelle des nématodes en fonction de l'âge dans le biotope sub humide à travers la DCA.

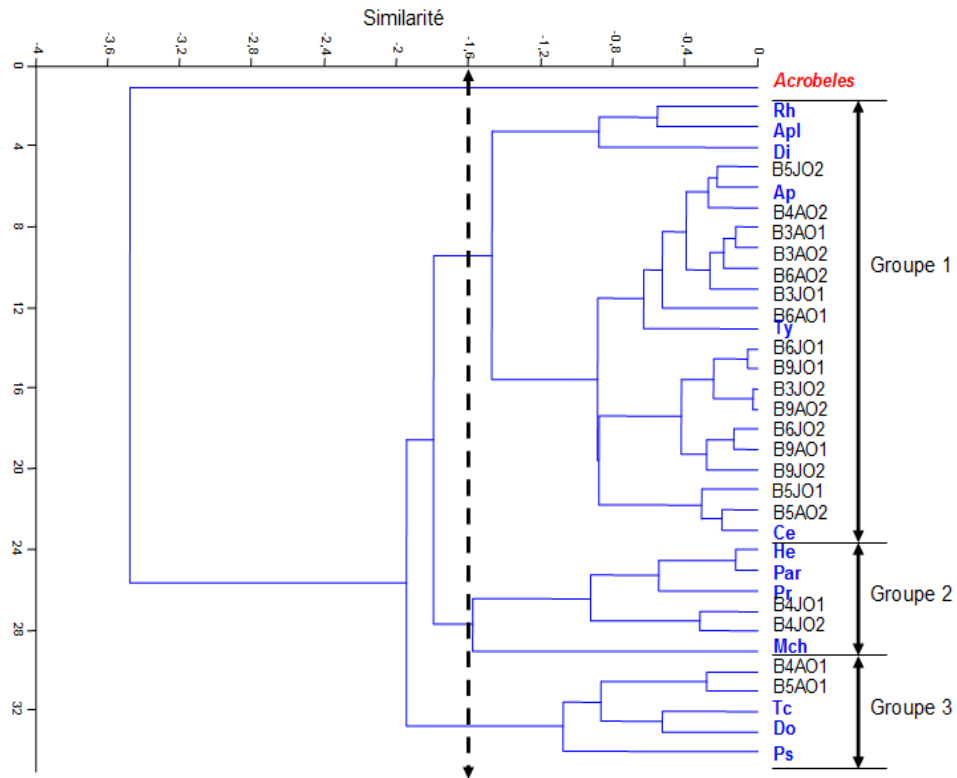


Figure 5.12: Classification ascendante hiérarchique de la structure des nématodes dans le biotope sub humide

5.5. Diagnostique écologiques des communautés de nématode sur oliveraie dans les deux biotopes étudiés

Dans cette partie nous avons utilisé des indices écologiques de structure et de composition pour caractériser les communautés de nématodes dans les stations d'étude. Ces indices comprennent, le diagramme fréquence-abondance, l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'); l'indice d'Équitabilité ou d'équirépartition (E); l'indice de Wasilewska (IW); la diversité trophique (T) et la richesse générique (G),

Nous avons utilisé le logiciel (PAST, compare diversity) pour évaluer les indices écologiques suivant : l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'); d'Équitabilité ou d'équirépartition (E). Les valeurs des différents indices sont portées sur le tableau (APPENDICE D).

5.5.1. Variation de la fréquence et l'abondance des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'oliveraie et la profondeur.

5.5.1.1. Biotope semi aride (Ferme pilote si Achour)

A travers cette partie, nous allons montrer l'effet de l'âge (5-10 et 10-30 ans) et de la profondeur (0-30 et 30-50 cm) sur la structure (abondance et fréquence) des communautés des nématodes dans les stations d'étude :

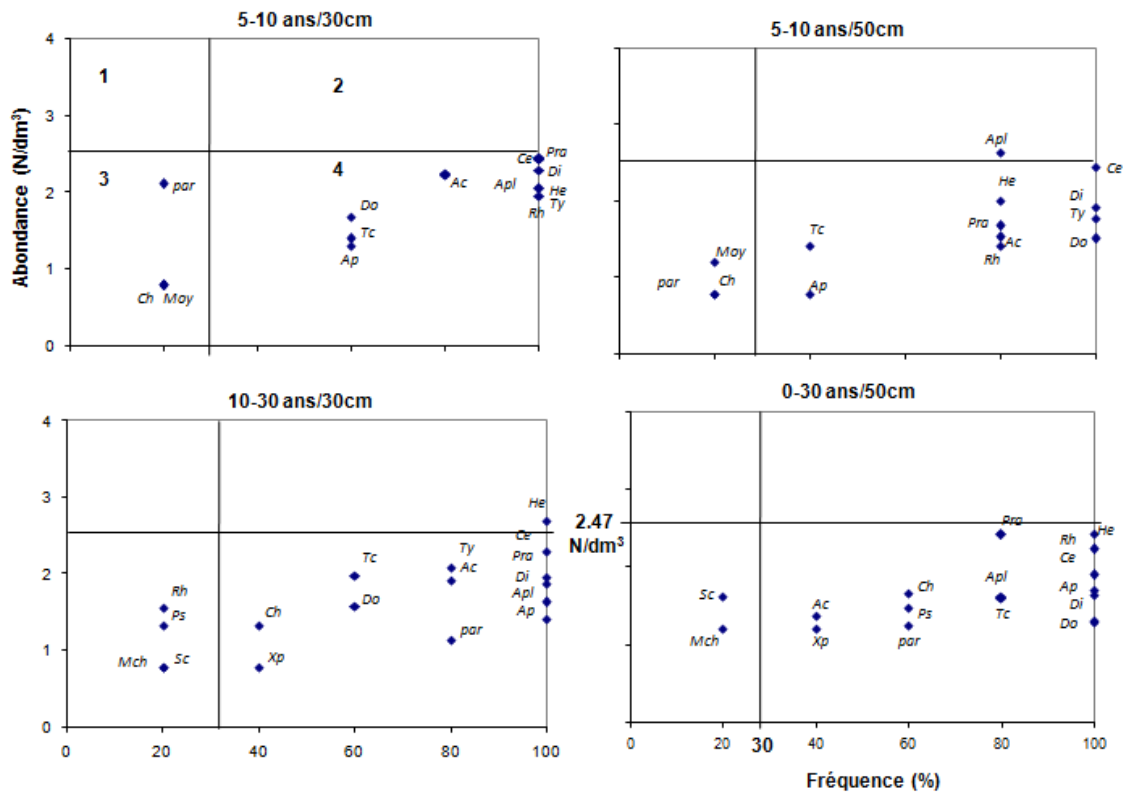


Figure 5.13 : Effet de l'âge et de la profondeur sur la structure des nématodes dans le biotope semi aride.

Apl : Aphelenchoides, *Sc* : Scutellonema, *Mch* : Mononchus, *Ch* : Chiloplacus, *Pra* : Pratylenchus, *He* : Helicotylenchus, *Di* : Ditylenchus, *Ty* : Tylenchus, *Tc* : Tylenchorhynchus, *Ce* : Cephalobus, *Ap* : Aphelenchus, *par* : Paratylenchus, *Do* : Dorylaimus, *Ap* : Aphelenchus, *Moy* : Monhystera, *Rh* : Rhabditis.

Les résultats représentés par la figure 5.13, montrent que pour les facteurs étudiés les taxons identifiés sont répartis en deux groupes ou trois groupes : fréquent abondant (2), peu fréquent peu abondant (3) et fréquent peu abondant (4).

Dans la jeune oliveraie (5-10 ans) les échantillons prélevés aux deux profondeurs (0-30cm) et (30-50cm), 16 taxons sont identifiés. Ces taxons sont classés en deux groupes pour la profondeur (0-30 cm) et en trois groupes pour celle à (30-50 cm). Dans les premiers centimètres du sol (30 cm), les genres *fréquents peu abondants* sont représentés par les phytophages (*Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus* et *Pratylenchus*), les fongivores (*Ditylenchus*, *Aphelenchus*, *Aphelenchoides* et *Tylenchus*), les bactériovores (*Cephalobus*, *Rhabditis* et *Acrobeles*) et le nématode omnivore *Dorylaimus*. Par contre les nématodes *peu fréquent et peu abondants* sont représentés par le phytophage (*Paratylenchus*) et les bactériovores (*Monhystera* et *Chiloplacus*). Dans les prélèvements à (30-50 cm) ; nous avons notés la pullulation de *Aphelenchoides* (fongivore), ce qui a emmené son classement dans le groupe des fréquents abondant.

Dans la parcelle âgée de l'olivier (10-30 ans) ; nous avons décelés 17 taxons à la profondeur (0-30 cm) et 16 taxons dans celle à (30-50cm). Les taxons identifiés sont classés en deux groupes pour la profondeur (30-50 cm). Le groupe *fréquent peu abondants* est représenté par les phytophages (*Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Xiphinema* et *Pratylenchus*), les fongivores (*Ditylenchus*, *Aphelenchus*, *Psilenchus* et *Aphelenchoides*), les bactériovores (*Cephalobus*, *Rhabditis*, *Chiloplacus* et *Acrobeles*) et le nématode omnivore *Dorylaimus*. Par contre les nématodes *peu fréquent et peu abondants* sont représentés par le phytophage (*Scutellonema*) et le prédateur (*Mononchus*). Concernant les échantillons prélevés au niveau des premiers centimètres du sol (0-30 cm), les taxons rencontrés sont classés en trois groupes (*fréquent peu abondant*, *fréquent abondant et peu fréquent et peu abondant*). Nous avons enregistré la pullulation de *Helicotylenchus* (phytophage), ce qui a conduit à son classement dans le groupe des fréquents abondant. Dans le groupe *peu fréquent et peu abondant*, nous avons observé l'apparition de faible densité du fongivore (*Psilenchus*) et la diminution des effectifs moyens du taxon bactériovore (*Rhabditis*).

5.5.1.2. Biotope sub humide (ITAFV)

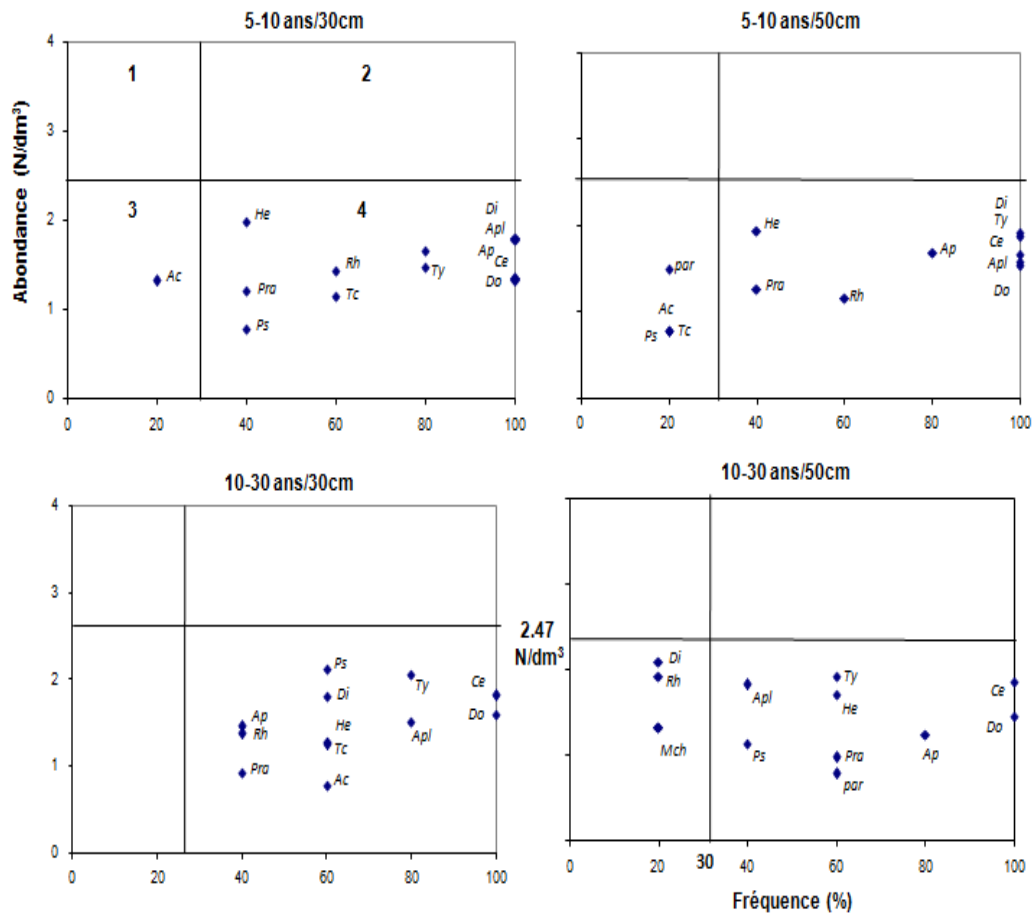


Figure 5.14 : Effet de l'âge et de la profondeur sur la structure des nématodes dans le biotope sub humide.

Les mêmes analyses ont été réalisées pour la deuxième station (ITAFV). Les résultats représentés par la figure (5.14) montrent que pour les parcelles étudiées les taxons identifiés sont répartis en un ou deux groupes : le groupe *peu fréquent peu abondant* (3) et *fréquent peu abondant* (4).

Dans le verger d'olivier jeune de (5-10 ans), 12 taxons ont été détectés à la profondeur (0-30 cm). Les nématodes *fréquents peu abondants* sont représentés par les nématodes phytophages (*Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus* et *Pratylenchus*), les fongivores (*Ditylenchus*, *Aphelenchus*, *Aphelenchoides* *Psilenchus* et *Tylenchus*), les bactériovores (*Rhabditis* et *Cephalobus*) et l'omnivore *Dorylaimus*. Le bactériovore (*Acrobeles*) très faiblement représenté est classé dans le groupe *peu fréquent et peu abondant*. À la profondeur (30-50 cm) nous avons dénombrés 13 genres

rangés en deux classes (*peu fréquent peu abondant* et *fréquent peu abondant*). Dans les échantillons à (30-50 cm) du sol, nous signalons la détection à faible densité le phytophage (*Paratylenchus*).

En ce qui concerne l'oliveraie d'âge (10-30 ans), 12 taxons sont identifiés aux deux profondeurs. Toutefois, aux premiers centimètres du sol (0-30 cm) tous les taxons sont peu abondants mais fréquents. Alors que ceux rencontrés à (30-50 cm) du sol sont réparties en deux groupes (*peu fréquent peu abondant* et *fréquent peu abondants*).

5.5.2. Variation spatiotemporelle de la diversité (H') des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'oliveraie.

Dans les parcelles d'olivier du biotope semi aride, les figures (5.11) révèlent que la diversité du peuplement nématologique varie en fonction du temps et de la profondeur de l'échantillonnage. L'indice de Shannon (H'), dévoile des tendances presque semblables entre les deux profondeurs dans la parcelle âgée d'oliveraie deux pics sont observés en mars. Il est respectivement de (1.75) et de (1.85) à la profondeur (0-30 cm) et (30-50 cm). Dans la jeune parcelle à (30-50 cm) les valeurs de l'indice de Shannon (H') sont plus élevées que dans le prélèvement (0-30 cm). Toutefois, les valeurs de cet indice présentent une certaine stabilité dans le temps.

Dans le biotope sub humide (figure 5.15), les valeurs de l'indice de Shannon les plus faibles sont observés dans les échantillons de l'oliveraie âgée à la profondeur (30-50 cm). La diversité nématologique la plus faible est observé en mai dans les deux couches du sol (0-30 cm) et (30-50 cm). Elles sont respectivement de (0.73) et (0.26). dans la jeune parcelle et la parcelle âgée d'olivier, les valeurs de (H') pour la jeune parcelle d'olivier à la profondeur (30-50 cm) sont plus ou moins constante dans le temps.

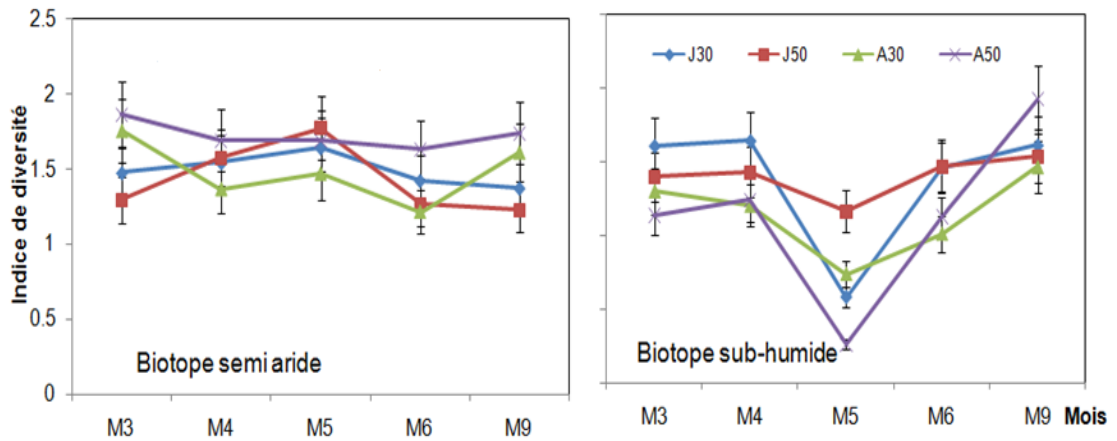


Figure 5.15 : Variation spatiotemporelle de la diversité des communautés de nématode en fonction de l'âge de l'oliveraie.

A : âgé, J : jeune, 30 : 0-30 cm, 50 : 30-50 cm

5.5.3. Variation spatiotemporelle de l'indice de diversité (H') à travers l'analyse de la variance

Tableau 5.3 : Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice de diversité (H') dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	0.935	1	0.935	13.114	0.001
Ages	0.095	1	0.095	1.327	0.258
Profondeurs	0.000	1	0.000	0.001	0.974
Mois	0.285	4	0.071	1.000	0.422
Erreur	2.281	32	0.071		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle de la diversité (H') des communautés de nématode dans les deux biotopes en fonction de l'âge de l'oliveraie montre des différences significatives entre la diversité des nématodes dans les stations d'étude (biotopes) dont la probabilité est ($p=0,001$; $p<0,05$). Cependant, les différences sont non significatives pour le temps, l'âge et la profondeur (Tableau 5.3).

La figure 5.16, nous permet de déduire que les nématodes sont plus diversifiés dans le biotope semi aride (Si Achour, Médéa). Toutefois, la diversité des nématodes ne présente aucune variation spatiotemporelle.

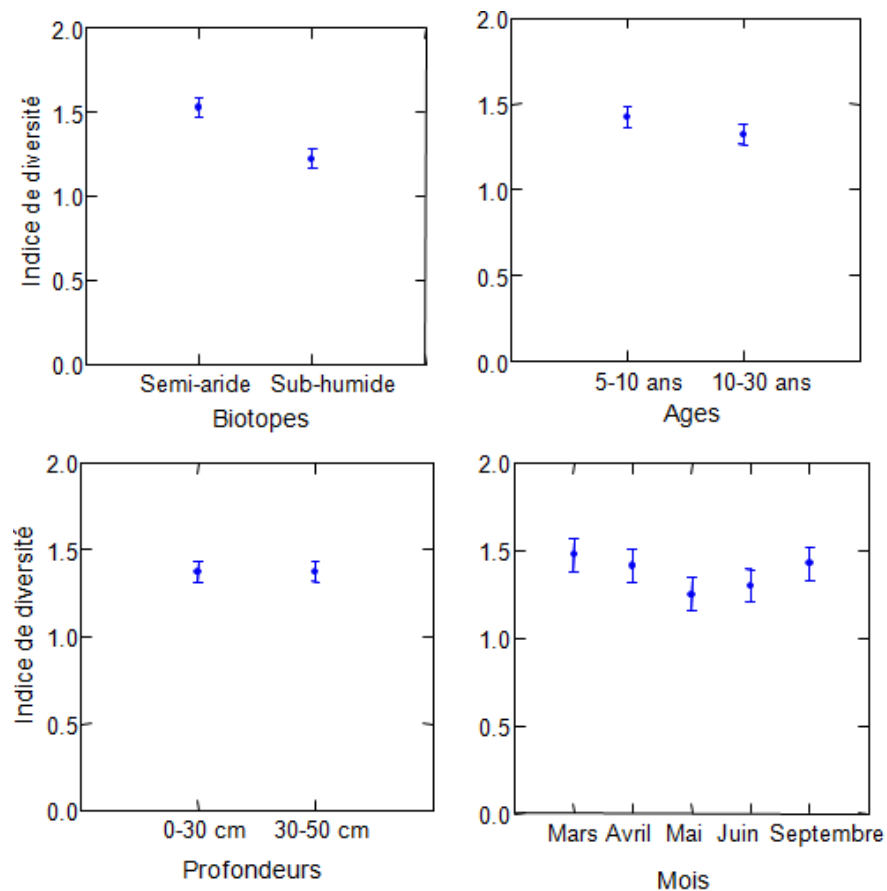


Figure 5.16 : Variation spatiotemporelle de la diversité des nématodes à travers l'analyse de la variance (G.L.M)

5.5.4. Variation spatiotemporelle de l'indice d'Équitabilité (E) dans les deux biotopes.

Les résultats d'Équitabilité (E) obtenus (Figure 5.17), révèlent en général que l'ensemble des valeurs dans les biotopes étudiés sont supérieures à 0.5 (tendent vers 1). A l'exception du biotope sub humide (ITAFV) où la valeur de (E) est égale à (0.23) dans l'échantillon du mois de mai prélevé à la profondeur (30-50 cm) de la parcelle âgée. Ainsi que pour celui récolté dans la première couche du sol (0-30 cm) dans la jeune parcelle à la même période (mai) (0.41).

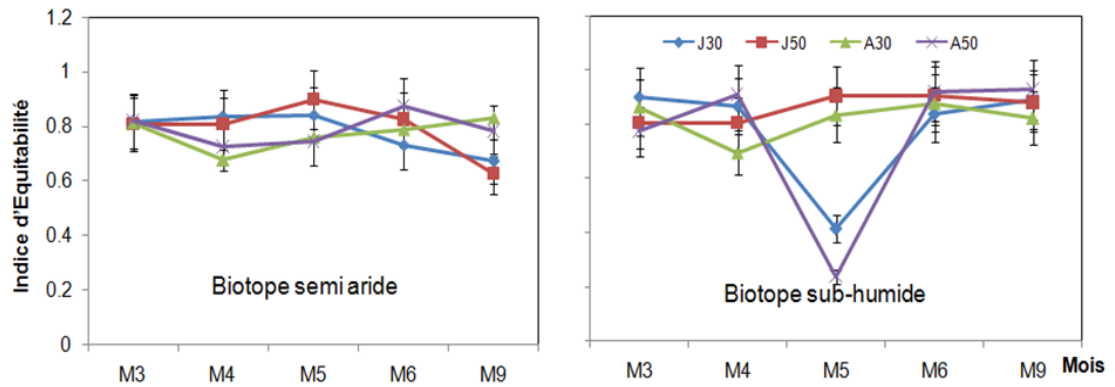


Figure 5.17 : Variation spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité (E) dans les deux biotopes semi aride et sub humide

5.5.5. Variation spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité (E) à travers l'analyse de la variance

Tableau 5.4 : Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	1.097	1	1.097	6.859	0.013
Ages	0.848	1	0.848	5.302	0.028
Profondeurs	1.034	1	1.034	6.467	0.016
Mois	0.274	4	0.068	0.428	0.787
Erreur	5.116	32	0.160		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle de l'indice d'Equitabilité ou l'équirépartition dans les deux biotopes en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre l'équirépartition des nématodes dans les stations d'étude (biotopes), dans l'âge et dans la profondeur; les probabilités respectives sont ($p=0,013$, $p=0,028$ et $p=0,016$; $p<0,05$). Cependant, les différences sont non significatives pour le temps (Tableau 5.4).

La figure 5.18, nous permet de déduire que les nématodes sont en équilibre plus dans le biotope subhumide (ITAFV, Birtouta), dans les l'oliveraie âgée et à la profondeur (30-50 cm).

Toutefois, la plus forte équirépartition est enregistré dans les parcelles âgées de l'oliveraie ($p=0.028$; $p<0,05$).

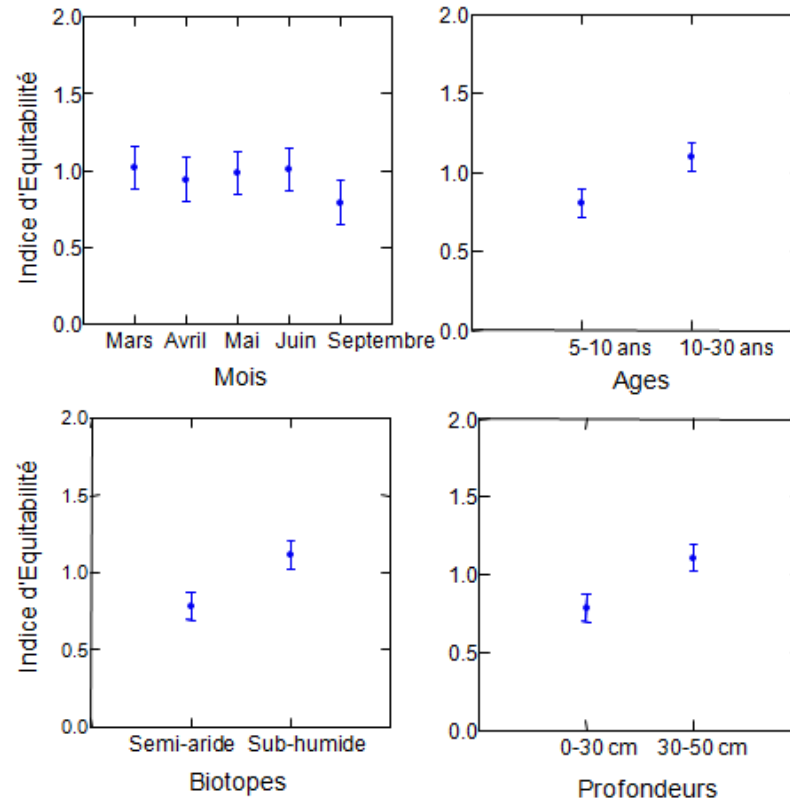


Figure 5.18 : Variation spatiotemporelle de l'indice d'Équitabilité (E) à travers l'analyse de la variance

5.5.6. Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) dans les deux biotopes

Les résultats obtenus (figure 5.19), montrent que les valeurs de l'indice de Wasilewska (IW) varient dans le temps en fonction de la profondeur et l'âge des oliveraies. Dans le biotope semi aride les valeurs les plus élevées de (WI) sont enregistrées dans la jeune parcelle à la profondeur (30-50 cm). Le rapport bactériovore et fongivore aux nématodes phytophages atteint sa valeur maximale en septembre (19.85). La valeur la plus faible est observée en juin (0.89). Dans la parcelle âgée les valeurs du rapport (B+F /P), sont élevés à la profondeur (30-50 cm), particulièrement en juin (1.67).

Dans le biotope sub humide, les valeurs supérieures de l'indice de Wasilewska sont signalées dans l'olivieraie âgée en avril (18.16) et en septembre (25.33) à la profondeur (0-30 cm). Cependant, dans la jeune parcelle d'olivier l'indice de wasilewska est important dans le relevé de mars (17.5) à (30-50 cm), alors qu'à (0-30 cm) il est élevé en juin (16.5) et septembre (23.5).

Les valeurs supérieurs de l'indice de Wasilewska (IW) expliquent l'abondance du groupe des nématodes bactériovores et fongivores par rapport aux phytophages dans les sols et à la période d'échantillonnage dans les biotopes.

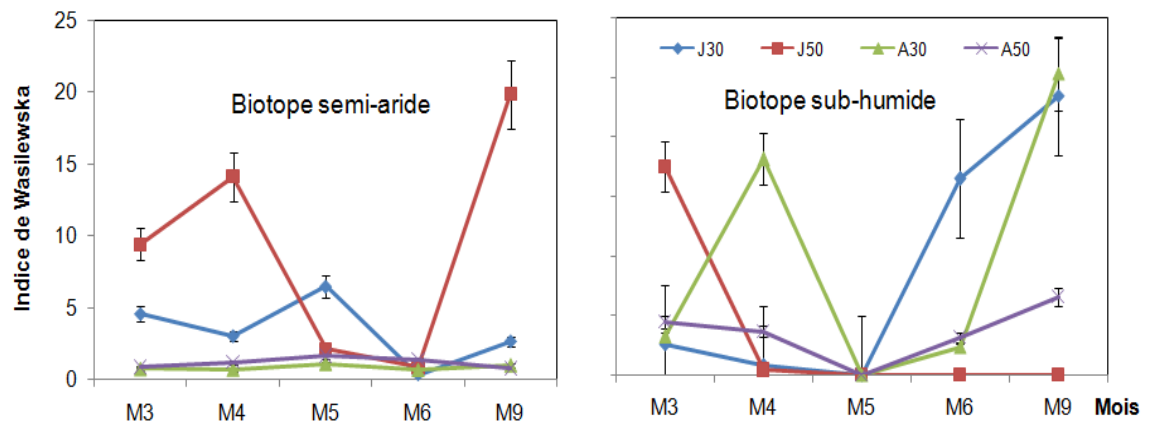


Figure 5.19 : Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska dans les deux biotopes semi aride et sub humide

5.5.7. Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) à travers l'analyse de la variance

Tableau 5.5 : Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	51.745	1	51.745	1.069	0.309
Ages	80.557	1	80.557	1.664	0.206
Profondeurs	29.772	1	29.772	0.615	0.439
Mois	288.907	4	72.227	1.492	0.228
Erreur	1548.936	32	48.404		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle de l'indice de

Wasilewska (rapport (B+F /P) ne montre aucune différence dans les biotopes (semi aride et subhumide) ni dans la profondeur, le temps et l'âge des oliveraies (Tableau 5.5).

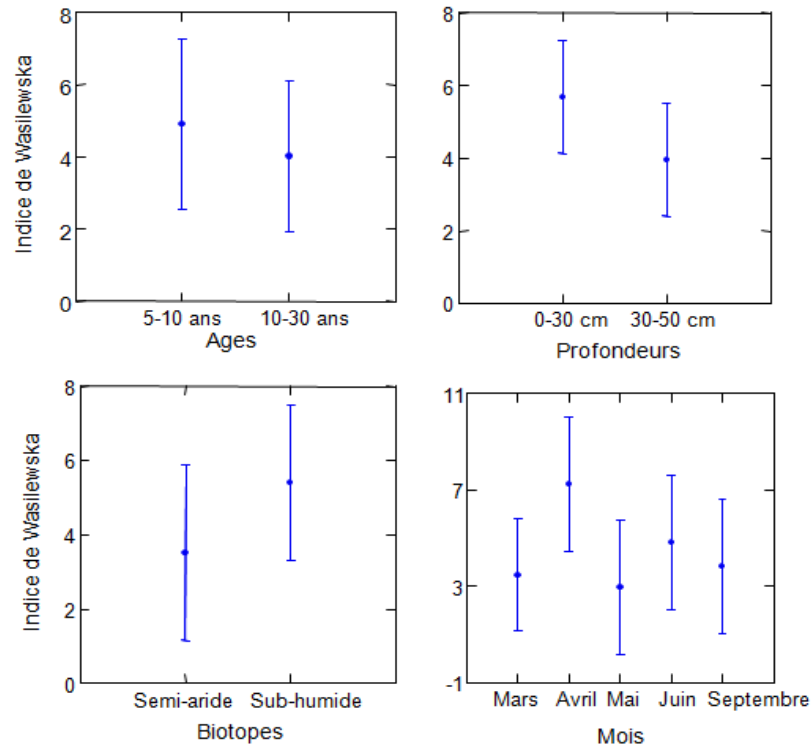


Figure 5.20 : Variation spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (WI) à travers l'analyse de la variance.

5.5.8. Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) dans les deux biotopes.

Les résultats (figure 5.21), décèle que les valeurs de la diversité trophique (T), présentent des variations spatiotemporelles en fonction de l'âge des oliveraies.

En effet, dans la parcelle âgée (10-30 ans) à la profondeur (30-50 cm) du biotope semi aride, la diversité trophique diminue progressivement dans le temps alors qu'à (0-30 cm) les valeurs varient sensiblement. La diversité trophique à cette profondeur est élevée en mars (4.66) et septembre (4.14). Alors que dans la jeune parcelle (10-30 ans) les valeurs de la diversité trophiques présentent les mêmes tendances. Elles sont élevées dans les échantillons de Mai dans les deux profondeurs (4.56) à (30-50 cm) et (5.06) à (0-30 cm).

Dans le biotope sub humide la diversité trophique est plus élevée au niveau de la parcelle jeune, notamment en avril à (30-50 cm). Par contre à la profondeur (0-30 cm), elle est plus ou moins stable dans le temps. Dans la parcelle âgée, la diversité la plus faible est signalée en mai aux deux profondeurs échantillonnées. Toutefois la diversité trophique la plus importante est observée dans le prélèvement de septembre à (30-50cm).

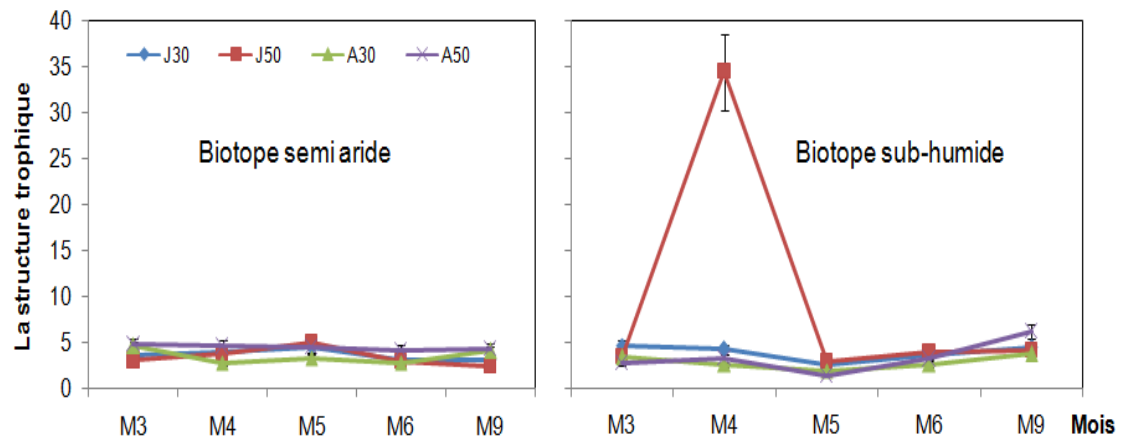


Figure 5.21 : Variation spatiotemporelle de la structure trophique dans les deux biotopes semi aride et sub humide

5.5.9. Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) à travers l'analyse de la variance

Tableau 5.6 : Modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle la structure trophique dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	34.420	1	34.420	1.149	0.292
Ages	7.567	1	7.567	0.253	0.619
Profondeurs	66.080	1	33.040	1.103	0.345
Mois	90.215	4	22.554	0.753	0.564
Erreur	928.735	31	29.959		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle de la structure trophique des communautés de nématode (Tableau 5.6), dans les deux biotopes semi aride et subhumide en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences non significatives (figure 5.22).

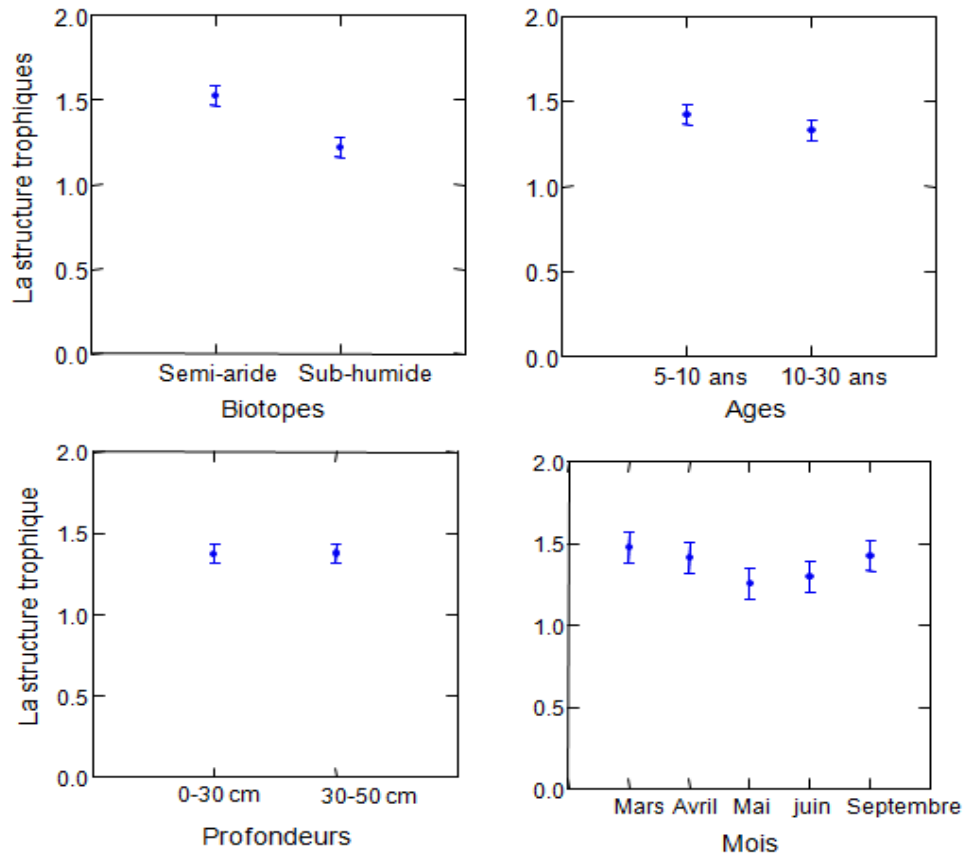


Figure 5.22 : Variation spatiotemporelle de la structure trophique (T) à travers l'analyse de la variance.

5.5.10. Variation spatiotemporelle de La richesse générique (G) dans les deux biotopes.

Les valeurs de la richesse fluctuent entre 1.24 et 17.53 dans les oliveraies étudiées. Elles varient en fonction du temps, de la profondeur et l'âge des parcelles.

En effet, dans le biotope semi aride la richesse générique est plus élevée dans la parcelle âgée, notamment à la profondeur (30-50cm). Dans la jeune parcelle la richesse augmente progressivement dans le temps dans les échantillons de (0-30 cm) du sol ; alors que pour ceux à (30-50 cm) la richesse change notablement. Les nombres de taxons les plus bas sont signalés en mars (4.83) et juin (4.56) ; les plus élevés sont enregistrés en avril (7.34), mai (7.08) et septembre (7.12).

Dans le biotope sub humide, la richesse générique est plus élevée dans la parcelle âgée, notamment à la profondeur (30-50cm) le mois de juin (17.53).

Dans la jeune parcelle la richesse est plus faible, les valeurs ont les mêmes tendances aussi bien à la profondeur (0-30 cm) qu'à (30-50 cm). Néanmoins, la richesse générique est plutôt importante dans les échantillons récoltés à la profondeur (0-30 cm), notamment en avril (6.58) et septembre (6.08).

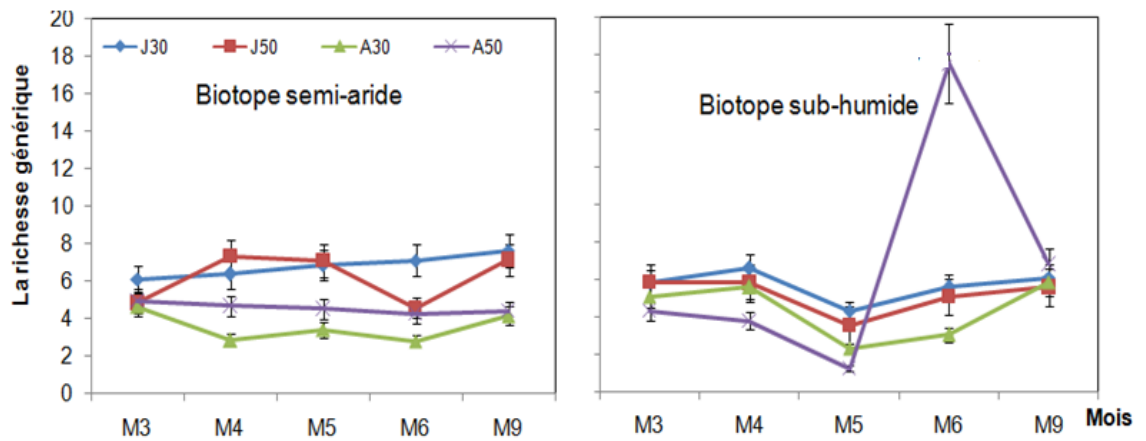


Figure 5.23 : Variation spatiotemporelle de la richesse générique dans les deux biotopes semi aride et sub humide

5.5.11. Variation spatiotemporelle de la richesse générique (G) à travers l'analyse de la variance

Tableau 5.7 : Modèle G.L.M. appliqué à répartition spatiotemporelle la richesse générique dans les biotopes étudiés.

Source	Somme des carrés	Df	Moyenne carré	F ratio	P
Biotopes	63.562	1	63.562	27.671	0.000
Ages	0.005	1	0.005	0.002	0.965
Profondeurs	0.004	1	0.004	0.002	0.966
Mois	25.453	4	6.363	2.770	0.044
Erreur	73.506	32	2.297		

Le modèle G.L.M. appliqué à la répartition spatiotemporelle de la richesse générique des nématodes dans les deux biotopes semi aride et subhumide en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre les biotopes et dans le temps; les probabilités respectives sont ($p=0,000$ et $p=0,044$; $p<0,05$). Cependant, les différences sont non significatives pour l'âge et les profondeurs (Tableau5.7).

La figure 5.24, nous permet de déduire que la richesse est plus importantes dans le biotope semi aride (Si Achour, Béni Slimane). Toutefois, cette richesse varie sensiblement dans le temps ($p=0,044$; $p<0,05$). Les plus fortes valeurs sont enregistrées dans les prélèvements de septembre suivi par ceux du mois d'avril puis mars, les plus faibles valeurs sont celles du mois de juin.

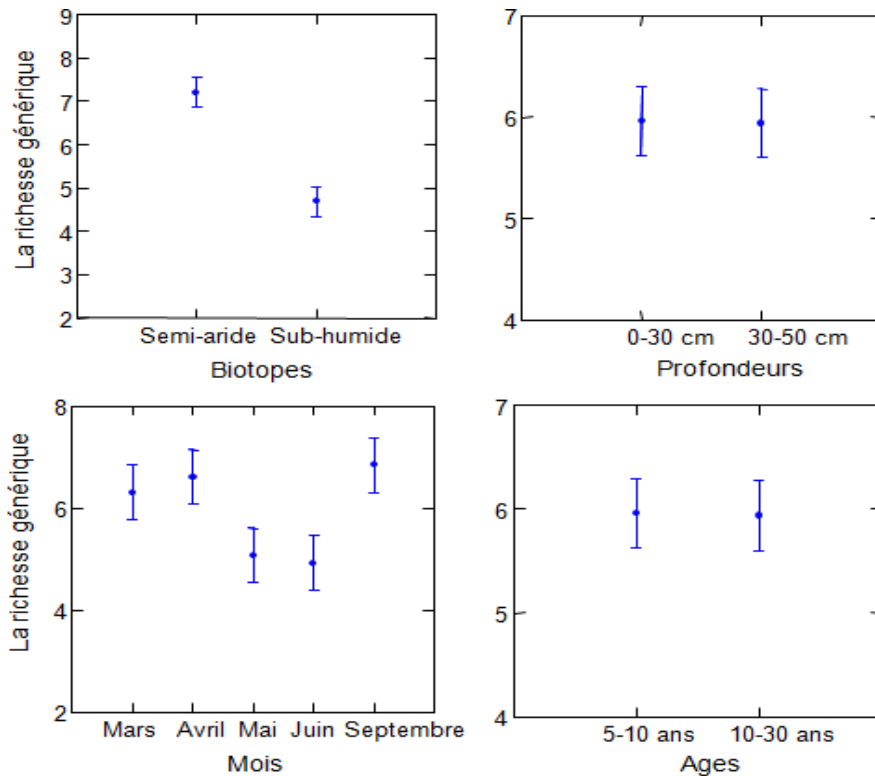


Figure 5.24 : Variation spatiotemporelle de la richesse générique (G) à travers l'analyse de la variance.

5.6. L'effet des caractéristiques physico-chimiques du sol sur les groupes trophiques associées aux cultures oléicoles.

Pour évaluer l'influence des caractéristiques physique du sol sur les groupes trophiques nous avons choisi l'analyse de corrélation qui fait ressortir les données enregistrées dans le tableau 5.8. Sur ce tableau, les valeurs du coefficient de Pearson sont au dessous de la diagonale, les probabilités associées sont positionnées au dessus de la diagonale.

Les valeurs relatives aux corrélations des facteurs physico-chimiques apparaissent en jaunes, ceux des groupes trophiques en vert alors que les corrélations entre ces paramètres sont représentés en blanc.

De ces résultats, apparaissent des corrélations positives entre le sable fin et sable grossier ($p= 6.74 \text{ E-}186$) ; entre l'argile et le limon ($p=6.75 \text{ E-}186$). Alors que des corrélations négatives sont enregistrées entre (argile / sable fin) ; (argile / sable grossier) et (limon / sable fin) ; (limon / sable grossier) des probabilités respectives de ($p=6.74 \text{ E-}186$) ; ($p=6.73 \text{ E-}186$) ; ($p=6.75 \text{ E-}186$) et ($p=6.78 \text{ E-}186$). Egalement une corrélation négative est entre (la matière organique /argile) ($p=3,33 \text{ E-}3$).

En ce qui concerne les groupes trophiques, le tableau révèle une corrélation positive entre les nématodes fongivores et les bactériovores ($p= 1,32 \text{ E-}7$) et entre les nématodes phytophages et bactériovores ($p=3,64 \text{ E-}5$).

Quand aux corrélations groupes trophiques / caractéristiques physico-chimique, le tableau dévoile que les nématodes phytophages et bactériovores sont corrélés positivement aux sable grossier et sable fin par contre ces mêmes groupes sont corrélés négativement au limon et à l'argile. Les probabilités respectives pour ces corrélations sont identiques, elles de ($p=3,70\text{E-}05$) pour phytophages et de ($p=6,76\text{E-}5$) pour les bactériovores.

Tableau 5.8 : Corrélations entre les caractéristiques physicochimique du sol et les groupes trophiques

	SG	SF	AR	LI	MO	NB	NF	NP	OP
SG	0	6.74 E-186	6.73E-186	6,78E-186	3,33E-3	6,76E-5	0,12	3,70E-05	0,454
SF	1	0	6.74 E-186	6,75E-186	3,33E-3	6,76E-5	0,12	3,70E-05	0,454
AR	-1	-1	0	6,75E-186	3,33E-3	6,76E-5	0,12	3,70E-05	0,454
LI	-1	-1	1	0	3,33E-3	6,76E-5	0,12	3,70E-05	0,454
MO	0,45	0,45	-0,5	-0,45	0	0,01	0,03	0,263	0,637
NB	0,59	0,59	-0,6	-0,59	0,39	0	1,32 E-07	3,64 E-05	0,796
NF	0,25	0,25	-0,2	-0,25	0,35	0,72	0	0,28	0,586
NP	0,60	0,60	-0,6	-0,60	0,18	0,6	0,35	0	0,34
OP	-0,12	-0,12	0,12	0,12	7,68 E-2	0,04	0,09	0,155	0

SG : sable grossier, **SF** : sable fin, **AR** : argile, **LI** : limon, **MO** : matière organique, **NB** : Nématode Bactériovores ; **NF** : Nématode Fongivore ; **NP** : Nématode Phytophage, **OP** :

CHAPITRE VI: DISCUSSION GENERALE

L'étude de la synthèse climatique, notamment l'indice d'EMBERGER classe respectivement les deux stations d'étude "ferme pilote Si Achour et ITAFV" aux étages bioclimatiques semi aride à hiver doux et sub humide à hiver frais. Ces variations climatiques agissent sur le développement phénologique de la plante ainsi que sur la biologie du nématode. D'autres paramètres climatiques peuvent affecter les activités biologiques des êtres vivants (plante, nématode), tels que la température et l'humidité. En effet, la température dans nos régions d'étude est élevée pendant la saison estivale (T_{\max} 34,5 à 36°C; T_{\min} 17 à 23°C). La pluviométrie enregistrée pendant cette période est de l'ordre de 7,7 mm; donc on assiste à un déficit hydrique qui n'est pas comblé même par les irrigations effectuées (APPENDICES B et C). Dajoz [136] explique que la discontinuité et la variabilité du milieu naturel constituent un facteur limitatif essentiel de pullulation des organismes.

Afin d'évaluer les variations spatiotemporelles des communautés de nématodes associés à l'oléiculture dans les deux biotopes étudiés (semi aride et subhumide) en fonction de l'âge des oliveraies ; notre travail est réalisé dans deux vergers de classes d'âges différentes (5-10 ans « jeune parcelle » et 10-30 ans « parcelle âgée ») et aux profondeurs du sol (0-30 cm et de 30-50 cm) au cours de la période (mars, avril, mai, juin et septembre). L'étude fait ressortir dix-huit genres de nématodes dont leurs densités varient en fonction des biotopes, de l'âge, des horizons et du temps. Ils sont représentés par *Rhabditis sp.*, *Cephalobus sp.*, *Acrobeles sp.*, *Chiloplacus sp.*, *Monhystera sp.*, *Aphelenchus sp.*, *Aphelenchoides sp.*, *Ditylenchus sp.*, *Psilenchus sp.*, *Tylenchus sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Helicotylenchus sp.*, *Pratylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, *Scutellonema sp.*, *Xiphinema sp.*, *Mononchus sp.* et *Dorylaimus sp.* Les taxons identifiés sont répartis en fonction de leur régime alimentaire en quatre groupes trophiques (fongivore, bactériovore, phytophage et prédateur omnivore).

Nos résultats sur l'inventaire des nématodes sur olivier rejoignent d'un point de vue taxons rencontrées les travaux accomplis sur l'oléiculture dans différent pays du monde de plusieurs auteurs notamment celle de **Lamberti et al.** [137] en Algérie qui a démontré la présence de *pratylenchus vulnus* et *Helicotylenchus spp* sur olivier ainsi que les travaux de **Scognamiglio et al.** [138] en Italie pour *Aphelenchoides spp.*, *Ditylenchus spp.* et *Paratylenchus sp.*, les travaux de **Hirschmann et al.** [139] et **Vlachopoulos** [140] en Grèce pour *Aphelenchus avenae*, *Psilenchus sp.* et *Xiphenema index* aussi bien les investigations de **Peña-Santiago** [141] en Espagne pour *Tylenchus arcuatus*.

La variation spatiotemporelle des densités globales de la nématofaune rencontrée dans le biotope semi aride montre que quelque soit l'âge de la parcelle les abondances moyennes globales des nématodes sont plus élevées dans les premiers centimètres du sol (0-30 cm), notamment dans la jeune oliveraie. Alors que dans le biotope sub-humide les abondances moyennes plus importantes sont observées dans les prélèvements de l'oliveraie âgée aux premiers centimètres (0-30 cm). Nos résultats sont en concordance avec les travaux de **Verschoor et al.** [142] qui affirment que la distribution horizontale des nématodes dépend de la profondeur d'échantillonnage et que la majeure partie de la communauté de nématodes se trouve dans la couche entre 0-20 cm du sol.

Nos résultats révèlent que dans les deux stations d'étude les densités moyennes sont plus élevées en période printanière mars (3125-520 N/dm³) et avril (1505-620 N/dm³) et la période automnale septembre (3245-720 N/dm³), ceci serait probablement lié au taux d'humidité du sol pendant ces mois. Cette hypothèse rejoint les investigations de plusieurs auteurs affirmant l'importance de l'humidité du sol sur la survie et l'activité des nématodes [143] et la répartition de la nématofaune dans les sols [78].

Le Modèle Linéaire Général (G.L.M.) appliqué à la répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des nématodes dans les deux biotopes en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre la répartition des nématodes dans les stations d'étude

(biotopes). Les abondances moyennes les plus importantes sont signalées dans le biotope semi aride (Si Achour, Médéa). Les analyses du sol de cette station ont révélé une texture légère sablonneuse ce qui pourrait expliquer la pullulation des nématodes. En effet, **Estioko et Reyes** [9] attestent que pour une même plante, les espèces de nématodes présentes dans les sols sableux sont souvent différentes de celles que l'on rencontre dans les sols argileux, d'autant plus la microporosité du sol est un paramètre majeur affectant en particulier les déplacements du nématode.

La répartition des abondances moyennes des groupes trophiques varie dans les deux biotopes en fonction du temps. En effet, l'analyse des résultats par le Modèle Linéaire Général (G.L.M.) révèle des différences très hautement significative ($P < 0,05$, $P = 0,000$), au niveau des densités des groupes trophiques. Le groupe des fongivores abonde dans les stations d'étude, suivi par celui des phytophages alors que des prédateurs omnivores sont les moins représentés. L'abondance des fongivores dans nos biotopes serait probablement liée à l'activité biologique du sol. **Hânel** [144] déclare que les modifications de la structure trophique des peuplements des nématodes sont en relation avec des changements de leurs ressources alimentaires. De même la pullulation des prédateurs est étroitement liée à la disponibilité de leurs principales proies [33].

En ce qui concerne les biotopes la différence est très hautement significative ; la probabilité est de ($p = 0,000$; $p < 0,05$). Les densités sont plus abondantes dans le biotope semi aride. La variabilité des groupes trophiques observés dans les deux biotopes serait probablement liée à divers facteurs. Selon **Norton et Niblack** [145], elle est en relation avec les différences dans les cycles de vie des espèces, la qualité et la disponibilité des ressources alimentaires, les relations biotiques avec les microorganismes du sol et les facteurs physico chimique du milieu.

La différence des densités moyennes des groupe trophiques est hautement significative dans le temps (mois), ($p = 0,001$; $p < 0,05$). En effet, nous notons l'abondance de ces derniers en septembre et en mars. Alors qu'en Juin, ils sont faiblement représentés. Ces résultats rejoignent ceux de l'étude de

Sarah [23] qui a démontré que la grande saison sèche entraîne une forte baisse des niveaux de populations qui remontent fortement après la reprise des pluies.

L'analyse statistique (DCA) des variations spatiotemporelle des peuplements nématologiques inféodés à l'olivier dans les deux biotopes explique l'affinité de certain taxon par rapport à l'âge, à l'horizon et au temps. En général ils sont en accord avec celle de la classification hiérarchique ascendante.

Dans le biotope semi aride deux groupes sont enregistrés. Alors que dans le sub humide la classification hiérarchique ascendante révèle trois groupes. Ces variations peuvent être attribuées à plusieurs facteurs notamment, la texture et structure du sol, d'un autre coté les travaux d'entretien et les techniques culturales peuvent être impliqués dans cette distribution. Les travaux de **Norton** [34], rapportent que l'apport de compost, ainsi que travail du sol, induit une modification des caractéristiques physico-chimiques du sol ainsi qu'une modification de la structure des nématodes.

L'exploitation des différents indices écologique de structure et de composition montre que ces derniers varient en fonction des biotopes, de l'âge, des horizons et du temps. D'après Norton et Niblack [145], l'abondance et la structure des nématodes change non seulement en fonction des zones de prélèvement mais également en fonction des saisons.

Le diagramme fréquence–abondance montre que les taxons identifiés sont classés en général en deux groupes (*peu fréquent peu abondant* et *fréquent peu abondant*) aussi bien dans le biotope semi arides que dans le sub humide et ceci quelque soit l'âge de l'oliveraie et la profondeur de prélèvement.

Les phytophage rencontrés dans nos biotopes (*Pratylenchus*, *Paratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorhynchus* et *Xiphinema*) sont en général classés dans le groupe des *nématodes peu abondants et fréquents*, qui sont considérés comme des parasites actif mais peu dommageables. Quoique, les genres *Pratylenchus* et *Paratylenchus* sont extrêmement polyphages et sont considérés parmi les genres les plus redoutable des régions

méditerranéennes [25]. *Paratylenchus* a été observé sur plusieurs plantes pérennes, figuier, pêcher, vigne, prunier [146] de même que *Pratylenchus* et *Xiphinema* **Scotto La Massese** [32] les signale sur Amandier. Le genre *Scutellonema* est peu fréquent et peu abondant dans le biotope semi aride alors qu'il est absent dans le sub humide. La répartition de ce nématode semble être influencée par certaine condition climatique et édaphique du milieu. Les investigations de **Nebih Hadj Sadok** [146, 41], réalisés sur cultures maraîchères dans les biotopes humide et sub humide n'ont pas signalé la présence de ce phytoparasite. Alors que **Belahammou** [147] l'a identifié sur aubergine dans la vallée d'Oued Righ (Ouargla). La littérature affirme la présence de *Scutellonema* dans les zones soudano sahélienne du Sénégal sur cultures maraîchères [148] et sur bananier [149]. En ce qui concerne *Tylenchorhynchus*, c'est une espèce qui est signalé un peu partout dans le monde. Les espèces, *Tylenchorhynchus claytoni* et *T.dunius* sont observées dans différentes régions des USA [150,151]. En Europe *T. claytoni* a été signalée aux Danemark, Belgique, Irlande et la Suisse [152, 153, 154, 155]. Elle a aussi été observée au Japon [156]. **Bezaz** [157], **Slifi** [158] et **El Aimouche** [159] a identifié le genre *Tylenchorhynchus* dans différents biotopes algériens sur cultures maraîchères.

L'application du modèle GLM à la diversité nématologique (H') a révélé des différences très significatives entre les biotopes étudiés ($p=0,001$; $p<0,05$). En effet, les valeurs de (H') varient de (0.26 à 1.85), au niveau de nos biotopes. La diversité nématologique la plus élevée est enregistrée au mois de mars dans la jeune parcelle du biotope semi aride à la profondeur (0-30 cm) et (30-50 cm) les valeurs respectives sont de (1.75) et (1.85). Alors que les valeurs les plus faibles de (H') sont observés dans les échantillons de l'oliveraie âgée du biotope sub humide en mai (0.73 et 0.26), respectivement dans les deux couches du sol (0-30 cm) et (30-50 cm). En comparant les valeurs de l'indice de Shannon du peuplement de nématodes on en déduit que le sol de la ferme pilote Si Achour est le plus diversifié. Néanmoins les travaux de **Liang et al.** [160, 161] dans les biotopes arides révèlent de faibles valeurs des l'indices de Shannon. Elles sont respectivement de (1.53 et 1.26). La diversité des nématodes est utilisée

pour déduire les taux de processus du sol [162], les fonctions des sols [163] et les effets des perturbations sur la faune du sol [143].

Les valeurs de l'indice d'équirépartition (E) du peuplement nématologique sont supérieures à 0.5 (tendent vers 1) dans presque tous les relevés réalisés. A l'exception de celui du mois de Mai prélevé de la parcelle âgée et de la jeune parcelle du biotope sub humide (ITAFV) où la valeur de (E) est égale à (0.23) et à (0.41) respectivement. Le modèle GLM appliqué à l'indice d'équirépartition (E) du peuplement nématologique montre des différences significatives entre les biotopes, l'âge, et les horizons. Les probabilités respectives sont de $p=0,013$, $p=0,028$ et $p=0,016$; $p<0,05$. En général, la présente étude montre que les effectifs des taxons dans les différents relevés ont tendance à être en équilibre entre eux.

L'application du modèle GLM à la répartition spatiotemporelle de l'indice de Wasilewska (IW) n'a révélé aucune différence significative entre les biotopes et l'âge des oliveraies. Les valeurs de l'indice de Wasilewska (IW) oscillent entre (0.89 et 25.33). La valeur la plus élevée est enregistrée dans l'oliveraie âgée de l'ITAFV (25.33) à la profondeur (0-30 cm)); suivi par celle de la ferme Si Achour (19.85) dans la jeune parcelle à la profondeur (30-50 cm).). Les valeurs moyennes de WI dans notre étude sont supérieures aux valeurs obtenues par **Wasilewska** [131] pour les communautés de nématodes des prairies. Les nématodes bactériovores et fongivores sont les décomposeurs primaires affectant directement le cycle des éléments nutritifs et l'apport nutritif aux plantes [165]. Le rapport entre les groupes trophiques est un indicateur du stade de décomposition de la chaîne alimentaire [166]. Les valeurs de ce rapport varient en fonction des systèmes de culture. **Neher et Campbell** [167] dans une culture annuelle (champs de sorgho) détecte le rapport à 0.11 alors que dans un système pérenne de plant de *festuca*, le rapport est à 0.2. Selon **Boström et Sohlenius** [168], l'abondance des bactériovores est plus faible dans les cultures annuelles que pérennes.

La diversité trophique (T) décrit la diversité des groupes fonctionnels dans les populations de nématodes. Dans notre étude les valeurs de la diversité

trophique (T) oscillent entre (1.41 et 4.66). Nos valeurs sont supérieures à ceux obtenues par **Liang et al.** [160, 161] sur des arbustes dans des biotopes arides. L'analyse statistique GLM n'a révélé aucune différence pour la répartition spatiotemporelle dans cet indice dans les biotopes étudiés quelque soit l'âge du verger.

Les valeurs des indices de richesse varient entre 1.24 et 17.53 dans les oliveraies étudiées. La parcelle âgée de l'ITAFV montre la valeur la plus élevée de $G=17.53$ au mois de juin; suivi par celle de la parcelle jeune de la ferme Si Achour (7,34) ; alors que le plus faible indice de richesse est à la jeune parcelle de l'ITAFV ($G=1.24$). Nos valeurs sont très élevées comparées à celle observée dans la prairie (3.03) par **Yeates and King** [169]. Le Modèle Linéaire Général (G.L.M.) appliqué à la répartition spatiotemporelle de la richesse générique des nématodes dans les deux biotopes semi aride et sub humide en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre les stations d'étude (biotopes) et dans le temps. Les indices de richesse les plus importants sont signalés dans le biotope semi aride (prélèvements de septembre, avril et mars) les plus faibles valeurs sont celles du mois de juin. Nos résultats sont comparables aux investigations de **Gomes et al.** [170] sur les champs de sorgho où les valeurs des indices de richesse présentent une variation spatiotemporelle, contrairement à l'indice de diversité (H').

Concernant les caractéristiques physico-chimiques du sol, des corrélations positives apparaissent entre le sable fin et sable grossier ($p= 6.74 E-186$) ; entre l'argile et le limon ($p=6.75 E-186$). Alors que des corrélations négatives sont enregistrées entre (argile / sable fin) ; (argile / sable grossier) et (limon / sable fin) ; (limon / sable grossier) des probabilités respectives de ($p=6.74 E-186$) ; ($p=6.73 E-186$) ; ($p=6.75 E-186$) et ($p=6.78 E-186$). Egalement une corrélation négative est entre (la matière organique /argile) ($p=3,33 E-3$).

En ce qui concerne les groupes trophiques, les résultats révèlent une corrélation positive entre les nématodes fongivores et les bactériovores ($p= 1,32 E-7$) qui sont également de bons indicateurs de fertilité, dans la mesure où ils se développent au détriment des bactéries ou des champignons

associés à la présence de la matière organique [23] et dont les nématodes bactériovores pullulent toujours dans les sols très riches en matière organique [60]. Contrairement à l'étude de **Belahammou** [147] qui a distingué que le développement des bactériovores inhibent celui des phytophages (-0.81).

L'effet des variations des caractéristiques physiques du sol sur les groupes trophiques montre que les nématodes phytophages et bactériovores sont sensibles aux taux élevés du limon et d'argile; alors que ces deux groupes trophiques se multiplient facilement dans les sols sableux. Ces corrélations sont similaires à celles rencontrées dans l'étude de **Slifi** [158] qui révèlent que le genre *Meloidogyne* et les nématodes libres (bactériovores et prédateur-omnivore) sont corrélés positivement avec les sables fins mais négativement avec les limons. De même **Reddy** [38] signale que les sols sableux sont les plus favorables au développement des nématodes phytophages. Par contre, les sols argileux, inhibent fortement leurs pullulations [171].

Bien que les nématodes soient des parasites, leur cycle biologique ne se déroule pas entièrement dans l'hôte, mais alternativement dans la plante et dans le sol. Il faut aussi que l'environnement édaphique permette le déroulement de la phase tellurique du cycle biologique des nématodes. Il serait probable que les propriétés chimiques du sol sont associées à leur activité métabolique. D'après **Kandji et al.** [172], les corrélations entre les propriétés physico-chimiques du sol jouent un rôle important dans l'abondance, la distribution et la structure des communautés de nématode.

CONCLUSION GENERALE

Quelque soit les milieux (agro et écosystèmes), les nématodes se présentent en communautés plus ou moins diversifiées selon le degré d'anthropisation du milieu. Pour mettre un point exhaustif sur la diversité de la nématofaune dans un agro système oléicole, notre recherche a été effectuée dans deux biotopes différents ; un semi aride (ferme pilote Si Achour) et l'autre sub humide (ITAFV).

La réalisation de cette étude nous permis de recenser 18 genres de nématode dans les sols oléicoles des biotopes étudiés. Ces nématodes sont représentées par *Rhabditis sp.*, *Cephalobus sp.*, *Acrobeles sp.*, *Chiloplacus sp.*, *Monhystera sp.*, *Aphelenchus sp.*, *Aphelenchoides sp.*, *Ditylenchus sp.*, *Psilenchus sp.*, *Tylenchus sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Helicotylenchus sp.*, *Pratylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, *Scutellonema sp.*, *Xiphinema sp.*, *Mononchus sp.* et *Dorylaimus sp.*

En fonction de leur régime alimentaire, Les nématodes inventoriés sont rangés en :

- 1- Nématodes phytophages (*Pratylenchus*, *Paratylenchus*, *Scutellonema*, *Tylenchorhynchus*, *Xiphinema* et *Helicotylenchus*)
- 2- Nématodes fongivores (*Aphelenchoides*, *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Psilenchus* et *Tylenchus*)
- 3- Nématodes bactériovores (*Acrobeles*, *Rhabditis*, *Cephalobus*, *Monhystera* et *Chiloplacus*)
- 4- Nématodes prédateurs-omnivores (*Mononchus* et *Dorylaimus*)

Les résultats révèlent que les densités globales des nématodes rencontrés varient dans les stations d'étude. L'abondance moyenne des nématodes est plus importante dans la ferme pilote Si Achour que celle de l'institut technique. Le Modèle Linéaire Général (G.L.M.) appliqué à la répartition spatiotemporelle des abondances moyennes des nématodes dans les deux

biotopes en fonction de l'âge des oliveraies montre des différences significatives entre les deux biotopes et dans le temps. Les abondances moyennes des nématodes les plus importantes sont signalées dans le biotope semi arides et dans les prélèvements de septembre et de mars, les plus faibles sont celles du mois de juin.

La répartition des abondances moyennes des groupes trophiques varie dans les deux biotopes en fonction du temps. L'analyse statistique (G.L.M.) révèle une différence très hautement significative au niveau des densités des groupes trophiques. Le groupe des fongivores abonde dans les stations d'étude, suivi par celui des phytophages alors que les prédateurs omnivores sont les moins représentés. Par ailleurs, les abondances des groupes les plus élevés sont signalés dans le biotope semi aride.

L'analyse statistique (DCA) des variations spatiotemporelle des peuplements nématologiques inféodés à la l'olivier dans les deux biotopes explique l'affinité de certains taxons par rapport à l'âge, à l'horizon et au temps. En général ils sont en accord avec celle de la classification hiérarchique ascendante. Dans le biotope semi aride deux groupes sont enregistrés. Alors que dans le subhumide la classification hiérarchique ascendante révèle trois groupes.

L'utilisation des indices écologiques de structure (fréquence et abondance) permet de classer en général ces nématodes en trois groupes dans les sites prospectés :

Les nématodes abondants et fréquents, ces nématodes sont dans les conditions optimales à leurs développements.

Les nématodes abondants et peu fréquents, les nématodes phytophages appartenant à ce groupe sont considérés comme des parasites mineurs. Ils se trouvant dans tous les sites (fréquent) mais avec une densité inférieure de 200 N/dm^3 tel que *Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus* ; *Paratylenchus* et *Pratylenchus*.

Les nématodes peu abondants et peu fréquents, Le parasitisme de ces nématodes est moins important que les autres groupes dont ces nématodes

sont rarement observés avec des faibles densités comme *Chiloplacus.*, *Monhystera*, *Mononchus* et *Xiphinema*.

L'exploitation des autres indices écologiques montre que ces derniers varient en fonction des stations. Les valeurs de l'indice Shannon (H') montre une diversité plus élevée dans la ferme si Achour, alors que les valeurs de l'indice d'équirépartition (E) indiquent en générale que les effectifs des taxons ont tendance à être en équilibre dans les deux sites d'étude

Le rapport (IW), (Bactérovores + Fongivores / phytophages) explique l'abondance du groupe des nématodes fongivores et bactérovores dans les sols de l'institut technique des arbres fruitiers et vigne. Toutefois, dans la ferme pilote Si Achour les phytophages dominent. Quant à la diversité trophique (T), elle montre que les groupes fonctionnels sont similaires dans les sites étudiés.

Le calcul de l'indice de richesse générique nous permet de déduire que la richesse en taxons est plus importante dans le biotope semi aride. Toutefois, cette richesse varie sensiblement dans le temps dont les plus fortes valeurs sont enregistrées dans les prélèvements de septembre suivi par ceux du mois d'avril puis mars, les plus faibles valeurs sont celles du mois de juin.

Pour évaluer l'effet des caractéristiques physico-chimiques du sol sur les groupes trophiques associées aux cultures oléicoles nous avons choisi l'analyse de corrélation (Coefficient de Pearson) qui fait ressortir des corrélations positives entre le sable fin et sable grossier ; entre l'argile et le limon. Alors que des corrélations négatives sont enregistrées entre (argile / sable fin) ; (argile / sable grossier) et (limon / sable fin) ; (limon / sable grossier). Egalement une corrélation négative est entre (la matière organique / argile).

En ce qui concerne les groupes trophiques, on note une corrélation positive entre les nématodes fongivores et les bactérovores et entre les nématodes phytophages et bactérovores.

Quand aux corrélations groupes trophiques / caractéristiques physicochimique, les résultats dévoilent que les nématodes phytophages et

bactérovores sont corrélés positivement aux sable grossier et sable fin par contre ces mêmes groupes sont corrélés négativement au limon et à l'argile. Les probabilités respectives pour ces corrélations sont identiques, elles sont de ($p=3,70E-05$) pour phytophages et de ($p=6,76E-5$) pour les bactérovores.

En perspectives, il serait intéressant de poursuivre ce travail et l'étendre à d'autres régions oléicoles afin de compléter ces investigations préliminaires sur les nématodes inféodés à l'olivier.

APPENDICES A (1)

Biotopes		Semi aride																			
Ages		A1 (5-10 ans)										A2 (10-30 ans)									
Profondeur		0-30 cm					30-50 cm					0-30 cm					30-50 cm				
Mois		M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9
Bactériovores	CP	385	635	190	65	705	310	520	85	35	680	555	295	305	60	145	300	255	255	75	225
<i>Rhabditis</i>	1	130	250	10	5	30	55	35	5	5	0	35	0	0	0	0	20	25	15	10	20
<i>Cephalobus</i>	2	255	340	125	35	620	255	400	50	15	660	520	155	160	45	80	280	150	145	65	200
<i>Acrobeles</i>	2	0	45	50	20	55	0	85	15	10	20	0	120	125	15	65	0	20	25	0	0
<i>Monhystera</i>	2	0	0	5	0	0	0	0	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chiloplacus</i>	2	0	0	0	5	0	0	0	0	5	0	0	20	20	0	0	0	60	70	0	5
Fongivores		300	240	270	75	1670	130	255	175	45	1800	755	150	145	30	95	310	220	250	160	155
<i>Aphelenchus</i>	2	0	0	5	10	40	0	5	0	5	0	95	30	30	5	45	85	35	25	40	60
<i>Aphelenchoides</i>	2	90	0	85	40	430	0	65	95	25	1520	40	30	25	10	15	10	75	60	0	15
<i>Ditylenchus</i>	2	45	90	45	15	1120	45	65	25	5	260	250	30	30	10	35	45	25	85	15	45
<i>Psilenchus</i>	3	0	0,00	0	0	0	0	0	0	0	0	20	0	0	0	0	0	45	35	5	0
<i>Tylenchus</i>	2	165	150	135	10	80	85	120	55	10	20	350	60	60	5	0	170	40	45	100	35
phytophages		320	600	280	420	870	105	70	200	120	140	1740	545	530	140	295	855	545	535	175	540
<i>Tylenchorhynchus</i>	2	25	40	5	0	0	35	15	0	0	0	270	5	5	0	0	80	5	35	35	0
<i>Helicotylenchus</i>	3	5	400	225	300	30	0	30	185	120	60	1065	510	500	135	260	535	450	10	140	200
<i>Pratylenchus</i>	3	290	35	50	120	840	70	25	10	0	80	375	15	15	5	25	220	20	460	0	340
<i>Paratylenchus</i>	2	0	125	0	0	0	0	0	5	0	0	30	5	5	0	10	20	15	15	0	0
<i>Scutellonema</i>	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Xiphenema</i>	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5	0	0	0	15	15	0	0
OP		0	65	55	15	0	10	20	55	30	40	75	0	0	10	30	40	5	5	10	50
<i>Mononchus</i>	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	15
<i>Dorylaimus</i>	4	0	65	55	15	0	10	20	55	30	40	70	0	0	10	30	40	5	5	10	35

APPENDICES A (2)

Sub humide																					
Biotopes		A1 (5-10 ans)										A2 (10-30 ans)									
Ages																					
Profondeur		0-30 cm					30-50 cm					0-30 cm					30-50 cm				
Mois		M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9
Bactériovores		40	30	80	100	150	40	40	80	115	140	45	45	45	65	180	45	60	60	45	220
<i>Rhabditis</i>		0	5	0	25	50	0	0	5	10	25	5	0	0	0	40	0	0	0	0	80
<i>Cephalobus</i>		40	25	60	75	100	40	40	75	100	115	35	40	40	65	140	45	60	60	45	140
<i>Acrobeles</i>		0	0	20	0	0	0	0	0	5	0	5	5	5	0	0	0	0	0	0	0
<i>Monhystera</i>		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chiloplacus</i>		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Fongivores		120	125	20	225	220	385	90	65	155	310	145	490	20	35	520	185	50	5	25	320
<i>Aphelenchus</i>		40	25	0	55	55	100	0	5	30	55	20	35	0	0	0	20	25	5	15	0
<i>Aphelenchoides</i>		10	50	10	15	15	20	5	30	35	95	0	10	10	5	100	0	10	0	0	120
<i>Ditylenchus</i>		5	10	5	145	145	200	70	20	85	30	0	5	5	0	180	0	0	0	0	120
<i>Psilenchus</i>		5	0	0	0	5	5	0	0	0	0	5	350	0	30	0	10	15	0	0	0
<i>Tylenchus</i>		60	40	5	10	0	60	15	10	5	130	120	90	5	0	240	155	0	0	10	80
phytophages		80	175	0	0	10	15	225	0	0	0	45	20	0	35	20	75	15	0	20	100
<i>Tylenchorhynchus</i>		20	10	0	0	10	0	5	0	0	0	0	5	0	25	20	0	0	0	0	20
<i>Helicotylenchus</i>		40	155	0	0	0	10	160	0	0	0	35	15	0	5	0	65	0	0	5	80
<i>Pratylenchus</i>		20	10	0	0	0	5	30	0	0	0	10	0	0	5	0	5	10	0	10	0
<i>Paratylenchus</i>		0	0	0	0	0	0	30	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5	0	5	0
<i>Scutellonema</i>		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Xiphenema</i>		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
OP		10	15	10	15	55	80	5	50	25	10	50	65	25	30	20	40	10	5	20	80
<i>Mononchus</i>		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20
<i>Dorylaimus</i>		10	15	10	15	55	80	5	50	25	10	50	65	25	30	20	40	10	5	20	60

APPENDICES B (1)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
1998	Tmax (°C)	24,5	28	28	32	33,5	40	40,5	39	45,5	35,5	26,5	
	Tmin (°C)	5	8	6,5	7,5	11	14,5	18,5	29,5	18,5	10,5	5,5	
	Tmoy (°C)	15	16	16,8	18,9	20,8	26,1	29,2	34,2	27,7	21,2	14,8	14,9
	Pv (mm)	34,3	62,5	49,7	79,4	237,2	0,8	0,1	18,1	22,8	37,2	103,5	49,7
1999	Tmax (°C)	20,7	23	24,5	28,2	32	35,2	39	38,2	41	40,5	29	26,0
	Tmin (°C)	7	8	5,8	6,5	10,4	15	18,6	24	19	15	4,5	4,5
	Tmoy (°C)	15,9	14,9	19,3	21,3	26,7	29,3	33,0	35,3	27,9	25,6	16,5	14,6
	Pv (mm)	9,2	2,2	11,4	35	31,5	0	0,2	0	25,2	10	116	202,1
2000	Tmax (°C)	23,5	26,5	31	23,88	27	30,83	33,14	34,88	30,56	24,67	21,73	19,04
	Tmin (°C)	5,5	7	7	10,3	16,04	17,48	19,06	19,38	17,33	12,33	9,5	7,01
	Tmoy (°C)	12,8	16,1	17,6	17,09	21,52	24,15	26,1	27,13	23,94	18,56	15,61	13,02
	Pv (mm)	11,2	6,4	20,6	42,9	50,8	0	0	4,2	10,1	85,9	131,3	49,3
2001	Tmax (°C)	17,77	18,44	24,67	23,26	25,2	32,8	33,64	35,09	30,43	29,29	19,9	16,74
	Tmin (°C)	6,45	4,33	10,37	8,8	13,66	17,86	19,76	21,16	18,03	16,38	9,06	4,96
	Tmoy (°C)	12,16	11,38	17,52	16,03	19,13	25,33	26,69	28,12	24,23	22,83	14,48	10,85
	Pv (mm)	197,1	57,1	62,7	59,2	23,8	0,5	0	0	28,7	14	69,6	71

APPENDICES B (2)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2002	Tmax (°C)	18,51	20	22,9	22,4	27,2	32,8	32	31,35	30,98	28,3	21,9	18,45
	Tmin (°C)	3,69	4,05	6,3	9,96	12,4	17,9	21	19,82	18,03	15,48	11,56	7,41
	Tmoy (°C)	11,1	12	14,6	14,7	19,8	25,3	26,5	25,58	24,5	21,89	16,73	12,93
	Pv (mm)	63,8	42,1	74,6	58,3	32,1	0,7	17,4	15,5	10,2	78	140,5	114,5
2003	Tmax (°C)	14,91	16,01	21,8	22,38	25,96	33,45	34,59	35,59	29,5	25	22	18
	Tmin (°C)	5,69	4,39	6,89	9,4	12,41	19,36	21,36	21,83	18	12	9	4
	Tmoy (°C)	10,3	10,2	14,34	15,89	19,18	26,4	27,97	28,71	23,21	20,04	15,7	10,56
	Pv (mm)	107,1	50,7	52,4	73,8	105,7	2	0,7	1,5	33,4	35	83,9	118
2004	Tmax (°C)	20	26	19,5	25,5	26,5	33,5	38	35,1	37,5	37,5	18,5	18,5
	Tmin (°C)	3,5	5	1,5	7,5	11,5	17,5	19,5	22,9	16,5	15	7,5	3,5
	Tmoy (°C)	10,7	12,4	12,7	15,57	17	25,14	27,8	29	26,4	24,4	13,4	10,7
	Pv (mm)	109,1	58,5	84,3	72,7	164,1	4,6	6,5	3,7	11,8	43,3	95,4	170,4
2005	Tmax (°C)	12,5	13,5	21	23	30	37	35	40	32	32	26	18,5
	Tmin (°C)	1,5	2,5	3,5	7	15	18	21,5	21	17	15,5	6,5	5,5
	Tmoy (°C)	6,4	7,7	12,6	16,8	22,4	26,5	28,5	27,3	24,3	21,9	14,7	11,1
	Pv (mm)	94,2	128,4	58,2	40,6	5,6	1,9	0	2,4	49,5	69,7	84,8	101

APPENDICES C (1)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
1998	Tmax (°C)	9.5	12.0	14.0	14.9	17.8	28.0	31.7	30.1	25.8	18.0	12.8	9.1
	Tmin (°C)	4.8	6.7	7.4	7.9	11.1	18.5	21.6	20.7	17.3	11.0	7.6	4.4
	Tmoy (°C)	7.1	9.4	10.7	11.4	14.5	23.2	26.7	25.4	21.5	14.5	10.2	6.8
	Pv (mm)	27.6	72.4	23.5	109.0	160.4	5.5	2	1.8	32.5	38.0	89.8	55.0
1999	Tmax (°C)	8.9	7.1	12.6	16.9	24.9	27.5	30.1	33.2	26.6	22.6	11.6	8.6
	Tmin (°C)	4.5	2.1	6.3	9.1	16.0	18.0	20.9	23.1	17.3	15.0	6.5	4.3
	Tmoy (°C)	6.7	4.6	9.5	13.0	20.4	22.7	25.5	28.2	22.0	18.8	9.0	6.4
	Pv (mm)	124.7	108.3	72.1	15.2	22.4	5.5	0	14.6	11.5	44.0	65.3	182.7
2000	Tmax (°C)	9.2	12.9	15.8	17.0	23.7	27.4	32.3	32.5	26.1	17.2	13.1	11.9
	Tmin (°C)	3.1	6.1	7.9	8.7	14.9	18.2	22.2	23.0	17.5	11.4	7.9	7.1
	Tmoy (°C)	6.2	9.5	11.9	12.9	19.3	22.8	27.2	27.7	21.8	14.3	10.5	9.5
	Pv (mm)	9.8	2.6	6.7	33.8	19.7	0	7	1.3	15.1	69.7	105.7	36.9
2001	Tmax (°C)	7.4	11.3	15	15.3	25	29	30.8	31.2	25.7	24.5	10.8	8.9
	Tmin (°C)	3.2	3.1	7.2	9.4	18.5	20.5	21.5	22.9	18.2	17.4	6.3	4.7
	Tmoy (°C)	7.0	7.1	13.5	12.5	15.2	24.4	26.4	26.9	21.8	20.9	9.7	6.9
	Pv (mm)	205.0	47.8	2.8	84.0	30.0	2	5	1.4	44.0	4.1	69.5	60.9

APPENDICES C (2)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2002	Tmax (°C)	9.7	12.4	14	14.9	20.9	28.7	27	27.3	24.9	21.7	13	10.4
	Tmin (°C)	5.1	7	7.7	8.1	12.5	20.2	18.5	19.3	16.8	14.3	8.7	6.6
	Tmoy (°C)	7.2	8.5	10.7	11.8	17.8	25.4	25	26.4	21.5	19.3	11.4	8.6
	Pv (mm)	66.3	22.1	63	25.1	18	2.8	9.6	10.7	8.1	18.3	132.1	142.7
2003	Tmax (°C)	7.2	6.4	13.3	15.5	20.3	30.4	33	31.9	25.6	19.9	13	8.8
	Tmin (°C)	3.7	2.3	9.4	7.6	13.5	22.1	24.2	23.2	17.8	13.7	8.6	4.5
	Tmoy (°C)	4.9	5.0	10.4	12.3	16.8	25.8	28.5	27.6	21.1	16.6	10.9	6.2
	Pv (mm)	226.7	180.1	10.3	107.7	37.6	6.5	4.2	23.8	56.6	74.7	134.2	151.4
2004	Tmax (°C)	9.9	12.4	14.1	15	19.7	27.1	31.5	32.5	27.3	23.4	13.1	8.6
	Tmin (°C)	5.1	6.8	6.8	7.9	9.5	18.3	21.5	21.7	17.8	15.5	6.8	4.6
	Tmoy (°C)	6.8	9.6	10.0	11.4	12.5	22.5	26.4	27.1	22.4	19.4	9.9	6.6
	Pv (mm)	68.6	52.7	70.3	59.5	95.5	7.4	3.0	3.9	27.7	37.7	108.5	139.4
2005	Tmax (°C)	8	5.7	13.7	24.9	24.6	28.9	33	30.4	25.2	21.6	19.6	8.2
	Tmin (°C)	2	0.7	6.8	15.5	15.5	19.2	22.4	20	15.7	13.7	12.5	4.1
	Tmoy (°C)	5.9	3.6	9.7	17.8	20.6	23.6	29.7	24.5	19.8	17.8	15.8	5.3
	Pv (mm)	93.7	88.9	52.8	18	1.3	2	0	0	34.3	103.4	12.9	112

APPENDICES C (3)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2006	Tmax (°C)	6.8	8.3	14.7	19.9	24.4	28.8	32.6	30.3	25.7	24.7	17.1	9.6
	Tmin (°C)	2.4	3.1	7.4	11.7	16	18.5	22.2	19.2	16.8	16.2	9.9	5.3
	Tmoy (°C)	4.2	5.8	9.4	14.8	20.6	25.3	28.6	26.9	22.4	21.4	11.7	7.3
	Pv (mm)	9.9	128.8	42.9	18.3	216.7	4.6	5.1	4.8	55.9	6.1	20.1	142.2
2007	Tmax (°C)	12.9	11.3	11	14.7	21.2	27.6	32.5	30.9	26.6	19.1	12.8	9.4
	Tmin (°C)	6.3	6.5	5	8.9	12.5	16.8	21.8	20.8	17.5	12.4	7	4.4
	Tmoy (°C)	10.2	9.6	8.7	10.3	17.7	24.4	27.8	25.9	23.7	16.1	9	6.2
	Pv (mm)	23.6	74.9	113.6	164.1	32.5	3.8	17	10.4	66	68.6	192.3	71.6
2008	Tmax (°C)	11.3	12.5	12.7	17.6	20.3	26.2	32.8	32.5	25.8	19.5	11.4	7.9
	Tmin (°C)	5.3	6.1	5.7	9.2	11.5	16.1	21.3	22	17.1	12.7	6.1	3.5
	Tmoy (°C)	7.4	8.4	7.9	13.5	18.6	23.8	27.6	27.1	21.6	16.6	9.1	5.2
	Pv (mm)	44.7	14.5	77	24.1	55.1	14	6.1	0	56.1	86.1	120.4	129.5
2009	Tmax (°C)	7.4	9.6	13.8	13.2	22.9	29.6	34.2	31.1	23.6	21	16.1	12.3
	Tmin (°C)	3.4	3.2	7	6	14	19.4	23.6	21.5	15.6	13.2	10.1	6.5
	Tmoy (°C)	5.1	6.7	10.3	10	16.4	26.7	28.9	27.8	19.9	17.4	13.7	8.9
	Pv (mm)	181.6	24.4	75.2	132.1	45.5	0.5	7	6.6	83	20.6	73.4	103.9

APPENDICES D (1)

Biotopes		Semi aride																			
Ages		A1 (5-10 ans)									A2 (10-30 ans)										
Profondeur		0-30 cm					30-50 cm				0-30 cm					30-50 cm					
Mois		M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9
Richesse générique		6.098	6.357	6.845	7.090	7.625	4.838	7.349	7.084	4.565	7.122	8.874	7.599	7.091	4.567	6.840	9.611	9.855	9.356	6.333	9.104
R1		6.852	6.864	6.866	5.839	6.870	3.820	9.850	5.836	4.802	6.869	5.869	7.853	7.852	3.817	5.838	8.871	9.857	7.858	5.826	9.854
R2		3.817	4.830	6.824	6.824	6.873	4.848	3.831	6.817	5.826	5.876	10.87	8.867	8.869	5.817	7.845	9.861	10.85	10.85	7.831	9.851
R3		5.857	8.873	5.853	5.853	7.884	4.846	7.852	7.830	3.814	7.870	7.878	5.824	4.791	5.817	7.828	8.845	6.854	7.856	5.838	6.849
R4		7.866	4.862	8.862	8.862	8.871	5.839	7.861	7.855	3.817	7.874	10.88	7.852	6.850	2.817	5.850	10.86	11.85	10.85	5.839	9.860
Structure trophique		3.699	4.062	4.567	3.080	3.151	3.084	3.833	5.061	2.999	2.455	4.662	2.836	3.388	2.818	4.145	4.959	4.678	4.535	4.273	4.391
R1		4.321	4.656	3.491	2.294	3.607	2.283	4.123	5.135	4.000	3.228	4.109	3.503	3.743	2.057	5.760	4.554	4.303	4.290	3.764	5.008
R2		2.666	2.700	5.232	2.668	3.593	2.953	3.252	6.000	2.370	1.931	4.198	3.758	3.261	4.000	3.413	5.765	8.923	7.861	4.813	5.127
R3		3.614	5.087	2.85	3.980	2.573	4.345	5.371	5.400	2.200	2.791	4.577	2.142	4.500	3.272	5.070	5.224	1.486	1.630	4.430	3.646
R4		4.195	3.806	6.680	3.379	2.831	2.753	2.586	3.709	3.428	1.870	5.763	1.939	2.047	1.945	2.339	4.294	4.000	4.357	4.084	3.781
Indice de Wasilewska		4.596	3.042	6.519	0.352	2.677	9.433	14.158	2.141	0.898	19.851	0.739	0.702	1.092	0.677	0.994	0.876	1.213	1.679	1.409	0.772
R1		3.000	0.653	21.00	0.310	1.590	9.433	5.333	2.333	1.666	8.272	0.555	0.916	0.956	0.375	1.625	0.661	0.965	1.148	1.000	0.666
R2		11.00	8.00	1.800	0.233	2.044	2.900	18.00	4.500	0.500	26.16	0.200	1.268	1.000	1.000	0.666	0.763	2.928	4.555	2.000	1.000
R3		3.071	2.384	0.393	0.666	4.914	2.400	20.50	0.777	0.428	21.80	0.908	0.250	2.000	0.833	1.125	1.142	0.166	0.173	1.555	0.947
R4		1.315	1.133	2.882	0.200	2.157	23	12.80	0.956	1.000	23.16	1.293	0.375	0.413	0.500	0.560	0.937	0.791	0.840	1.083	0.476
Indice de diversité		1.470	1.538	1.638	1.417	1.367	1.292	1.572	1.768	1.265	1.228	1.754	1.363	1.467	1.210	1.609	1.859	1.689	1.681	1.628	0.772
R1		1.677	1.665	1.445	1.316	1.423	1.032	1.842	1.704	1.494	1.414	1.566	1.596	1.679	0.983	1.771	0.661	0.965	1.721	1.542	1.873
R2		1.127	1.195	1.784	1.280	1.425	1.288	1.238	1.864	1.247	1.247	1.768	1.596	1.488	1.561	1.614	0.763	2.928	2.187	1.782	1.866
R3		1.403	1.819	1.312	1.699	1.365	1.517	1.870	1.879	1.034	1.243	1.691	1.173	1.561	1.474	1.844	1.142	0.166	0.943	1.611	1.486
R4		1.674	1.474	2.013	1.376	1.357	1.332	1.339	1.626	1.286	1.009	1.992	1.089	1.142	0.824	1.209	0.937	0.791	1.875	1.577	1.710
Indice d'Equitabilité		0.815	0.835	0.824	0.732	0.672	0.807	0.809	0.898	0.824	0.626	0.813	0.677	0.760	0.788	0.831	0.819	0.724	0.743	0.874	0.782
R1		0.861	0.855	0.806	0.598	0.731	0.744	0.800	0.951	0.928	0.726	0.873	0.767	0.807	0.709	0.988	0.820	0.786	0.827	0.860	0.813
R2		0.812	0.742	0.916	0.657	0.732	0.800	0.893	0.957	0.695	0.695	0.737	0.726	0.677	0.871	0.775	0.849	0.956	0.912	0.856	0.810
R3		0.783	0.827	0.732	0.817	0.608	0.942	0.899	0.903	0.745	0.597	0.813	0.654	0.969	0.822	0.886	0.864	0.408	0.453	0.899	0.763

R4 0.805 0.916 0.916 0.855 0.672 0.743 0.644 0.782 0.927 0.485 0.830 0.559 0.586 0.750 0.674 0.742 0.747 0.782 0.880 0.742

APPENDICE D (2)

Biotopes		Sub humide																			
Ages		A1 (5-10 ans)									A2 (10-30 ans)										
Profondeur		0-30 cm					30-50 cm				0-30 cm					30-50 cm					
Mois		M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9	M3	M4	M5	M6	M9
Richesse générique		5.817	6.582	4.300	5.579	6.082	5.837	5.825	3.555	5.072	5.586	5.071	5.593	2.292	3.048	5.848	4.322	3.787	1.248	17.53	6.825
R1		5.830	5.833	2.771	6.833	7.844	6.845	5.817	4.802	5.807	5.830	6.820	6.850	2.807	1.771	5.850	1.791	2.755	0.666	59.77	6.850
R2		3.802	8.835	5.830	5.828	5.835	6.840	5.830	2.791	3.822	5.838	2.817	6.843	1.797	3.814	5.842	4.833	4.802	0.782	3.791	8.851
R3		6.811	5.835	4.300	4.826	5.838	2.817	7.835	3.830	6.831	5.841	6.833	3.8390	2.791	2.791	6.852	5.822	3.817	0.771	3.782	8.843
R4		6.824	5.824	4.300	4.828	4.811	6.847	3.817	2.797	3.828	4.835	3.814	4.8419	1.771	3.8175	4.848	4.842	3.771	2.771	2.797	2.755
Structure trophique		4.668	4.198	2.560	3.590	4.410	3.494	34.45	2.899	3.942	4.143	3.355	2.549	1.929	2.626	3.713	2.787	3.264	1.416	3.194	6.208
R1		5.062	4.347	2.666	5.000	5.309	3.938	3.272	3.200	4.764	4.628	2.380	3.494	1.588	1.600	2.564	1.384	3.000	1.000	1.600	5.698
R2		2.285	5.260	2.454	3.481	3.611	3.775	3.767	2.578	3.629	5.052	2.322	2.528	1.960	3.666	4.226	2.941	4.000	1.000	3.600	6.391
R3		5.555	3.611	2.560	3.368	4.173	2.181	3.903	2.945	4.456	3.531	5.263	1.959	2.571	2.571	4.634	3.500	2.057	1.000	5.000	7.377
R4		5.769	3.571	2.560	2.513	4.545	4.298	126.87	2.882	2.919	3.361	3.457	2.214	1.600	2.666	3.428	3.324	4.000	2.666	2.578	5.368
Indice de Wasilewska		2.614	0.767	0.000	16.50	23.50	17.50	0.404	0.000	0.000	0.000	3.222	18.16	0.000	2.332	25.33	4.433	3.666	0.000	3.166	6.541
R1		2.600	1.500	0.000	17.00	26.00	17.50	0.500	0.000	0.000	0.000	5.000	18.16	0.000	2.330	38.00	4.433	2.000	0.000	3.166	5.666
R2		3.000	0.615	0.000	16.00	23.50	12.00	0.384	0.000	0.000	0.000	3.222	28.00	0.000	2.000	25.33	0.800	6.000	0.000	5.000	3.750
R3		4.000	0.400	0.000	16.50	21.00	17.50	0.400	0.000	0.000	0.000	3.000	18.16	0.000	2.000	12.66	5.500	3.666	0.000	1.500	5.250
R4		0.857	0.555	0.000	16.50	23.50	23.00	0.333	0.000	0.000	0.000	1.666	8.333	0.000	3.000	25.33	7.000	3.000	0.000	3.000	11.50
Indice de diversité		1.610	1.645	0.577	1.461	1.615	1.398	1.428	1.165	1.471	1.537	1.302	1.204	0.734	1.010	1.467	1.134	1.240	0.260	1.126	1.923
R1		1.692	1.609	1.040	1.777	1.817	1.578	1.474	1.386	1.677	1.648	1.179	1.469	0.683	0.562	1.191	0.450	1.099	0.000	0.562	1.809
R2		1.074	1.933	1.271	1.498	1.517	1.506	1.552	1.011	1.334	1.683	0.959	1.326	0.682	1.342	1.550	1.257	1.494	0.000	1.330	1.999
R3		1.834	1.517	0.000	1.369	1.571	0.887	1.706	1.186	1.689	1.440	1.775	0.915	1.011	1.011	1.727	1.475	0.983	0.000	1.609	2.084
R4		1.841	1.523	0.000	1.203	1.557	1.621	0.983	1.079	1.187	1.379	1.295	1.109	0.562	1.127	1.402	1.357	1.386	1.040	1.004	1.800
Indice d'Equitabilité		0.901	0.897	0.413	0.836	0.891	0.806	0.804	0.904	0.905	0.879	0.862	0.696	0.834	0.878	0.822	0.774	0.909	0.236	0.921	0.928
R1		9.443	0.946	0.946	0.913	0.873	0.810	0.822	0.861	0.935	0.919	0.732	0.754	0.622	0.811	0.666	0.650	1.000	0.000	0.811	0.929
R2		0.774	0.879	0.709	0.835	0.846	0.774	0.866	0.920	0.962	0.939	0.873	0.681	0.985	0.968	0.865	0.780	0.928	0.000	0.959	0.909
R3		0.942	0.846	0.000	0.850	0.876	0.808	0.820	0.855	0.868	0.803	0.912	0.660	0.920	0.920	0.887	0.823	0.709	0.000	1.000	0.948
R4		0.946	0.849	0.000	0.747	0.967	0.833	0.709	0.982	0.856	0.856	0.933	0.689	0.811	0.812	0.871	0.842	1.000	0.946	0.914	0.925

APPENDICE E (1)

Mois de sortie	Biotoques	Age des vergers	Travaux culturaux	
			Désherbage mécanique	Fertilisation
Mars	Semi aride	5-10 ans		X
		10-30 ans		
	Sub humide	5-10 ans		
		10-30 ans		
Avril	Semi aride	5-10 ans	X	
		10-30 ans	X	
	Sub humide	5-10 ans	X	
		10-30 ans	X	
Mai	Semi aride	5-10 ans		
		10-30 ans		
	Sub humide	5-10 ans	X	
		10-30 ans	X	
Juin	Semi aride	5-10 ans		
		10-30 ans		
	Sub humide	5-10 ans		
		10-30 ans		
Septembre	Semi aride	5-10 ans		
		10-30 ans		
	Sub humide	5-10 ans		
		10-30 ans		

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1- **Ahmim M., 2006** - L'OLIVIER, l'arbre beni. *Nature et biodiversité Algérienne*, Populus n°23672.
- 2- **Angles S., 2008** - L'olivier, un arbre et une culture au cœur de la Méditerranée. *La Méditerranée*, éd. du Temps, pp : 113-128
- 3- **Rallo L., 1998** - Fructificación y producción, In *El cultivo del Olivo*. Capitulo 5, Ediciones Mundi-Prensa.Madrid, 2 Ed., Barcelona, Mexico, pp: 107-136.
- 4- **Ritter M., 1971** - Les nématodes et l'agriculture "les nématodes des cultures" Journées d'études et d'information, A. C. T. A. FNGPC, Paris, pp : 9-65.
- 5- **Graniti A., 1955**- A dieback of olive in Sicily associated with two nematode species. *Olearia*, 9, 114-120.
- 6- **N'diaye N., 1994** - caractérisation spatio-temporelle des nématodes phytoparasites de la zone protégée de Mbour. Mémoire D. E. A., Biologie Animale, Univ. Cheik Anta Diop, Fac. des Sciences et techniques, Dakar, Sénégal, 50p.
- 7- **Seinhorst J.W., 1956** - population studies on stem eelworms (*Ditylenchus dipsaci*). *Nematologica* 1, Dakar, Sénégal, pp: 159-164.
- 8- **Cadet P., 1998** - Gestion écologique des nématodes phytoparasites tropicaux. *Cahiers agricultures*, n°7, Dakar, Sénégal, PP: 9-187.
- 9- **Estioko R.V. and Reyes I.T., 1984** - Population dynamics of plant-parasitic nematodes associated with sugarcane in Negros Occidental in relation to soil type and weather pattern.Proc. Philippine Sugar. *Technol. Ass.*, n° 31, pp: 235-52.

- 10- Prot J.C., 1979** - Influence of concentration gradients of salts on the behaviour of four plant parasitic nematodes. *Rev. Nématol.*, n° 2, pp : 11-6.
- 11- Loussert et Brousse, 1978** - L'Olivier. Éditions Maisonneuve. Paris.
- 12- Polese J.M., 2005** - La culture des oliviers. Éd. Artémis.
- 13- Wallali L.D.; Skiredj A. et Elattir H., 2002** - Programme National de transfert de technologie en agriculture (PNTTA). Bulletin Mensuel n°105, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat, Maroc.
- 14- Dalila B., 2006-** Pour une culture intensive de l'olivier. Algérie presse service, Le Maghreb (19/12/2006).
- 15- Anonyme, 2008** - Structure de la surface oléicole en Algérie (<http://www.internationaloliveoil.org/downloads/economia/algeria-fr.pdf>)
- 16- Anonyme, 2005** - Conseil oléicole international (COI). The American journal of clinical nutrition, Écol. de Méd. de l'uni. d'Athènes, Grèce.
- 17- Amouretti M.C. et Comet G., SD** - Le Livre de l'olivier. éd. EDISUD, Aix-en-Provence, France, pp : 54-57
- 18- Arambourg Y., 1975** - Insects prejudicial to the olive. Report on the II International olive cultivation and olive oil seminar, Cordoue, Espagne, pp: 102-110.
- 19- Michelakis S., 1990** - Influence des ravageurs et des maladies sur la quantité et la qualité de l'huile d'olive. *OLIVAE*, n°30, pp: 38-40.
- 20- Coutin R., 2003** – Les insectes de l'olivier. Fiche Pédagogique, *Insectes*, n° 130, Syrie, PP: 19-22.
- 21 - Berger C., 2007** - Olivier : insectes et maladies (<http://www.inra.fr>)
- 22- Bertrand C., Lizot J. et Mazollier C., 2001** - Lutter contre les nématodes à galles en Agriculture biologique, *Rev. GRAB AVINON*, France, pp. 25-29.

- 23- Sarah J.L., 1995** - Les nématodes phytoparasites, une composante de la fertilité du milieu. *In* : Pichot J., Sibelet N. et Lacoeyilhe J.J. (eds) Fertilité du milieu et stratégies paysannes, Montpellier, France, pp: 180-188.
- 24- Cralley E.M., 1949**- Bout blanc of riz, *Phytopathology journal*, 39 p.
- 25- de Guiran G., 1983** - Les nématodes parasites des cultures en pays tempérés. Ed. *La littorale S.A.*, Béziers, France, 41 p.
- 26- Agrios G.N., 1978** - Plant pathology, *Acad. press .I.N.C.*, London, San-Francisco, New York, 853 p.
- 27- Dallaire C. et Gilbert G., 2010**- Quelques statistiques concernant les nématodes. Labo. de diagnostic en phytoprotection, MAPAQ, Québec, Canada.
- 28- Dropkin T., 1969** - The necrotic reaction of tomatoes and other host resistant to *Meloidogyne*: Reversal by temperature. *Phytopathology*, n°59, pp: 1632-1637.
- 29- Mateille T., SD** – Les nématodes phytophages et la gestion méso biologique, protection intégrée des cultures en régions chaudes, CNEARC, pp: 62-71.
- 30- Cadet P. et Debouzie D., 1990** - Evolution spatio-temporelle d'un peuplement de nématodes parasites de la canne à sucre. *Rev. Nématol.*, n° 13, pp: 77- 88.
- 31- Tylor D.P., 1968** - Introduction à la recherche sur les nématodes phytophages Manuel F.A.O., 135 p.
- 32- Scotto La Massese C., 1989** - Les problèmes posés par les nématodes sur l'amandier. CIHEAM-Options Méditerranéennes, Série Séminaire n°5, pp : 33-38.
- 33- Villenave C., Bongers T., Ekschmitt K., Djigal D., Chotte J.L., 2001** - Influence of tillage and compost on communities of phytoparasitic nematodes. *Applied Soil Ecology* 17, ELSEVIER, pp: 43–52.

- 34- Norton D.C., 1979** - Relationship of physical and chemical factors to populations of plant parasitic nematodes. *Annual Review of Phytopatology*, n°17, pp: 279-299.
- 35- Heyns J., 1981** - Nematode Morphology and Classification. In: *Nematology in Southern Africa*. (Eds) Keetch and Heyns. Science Bulletin, Department of Agriculture and Fisheries, RSA, pp: 1-11.
- 36- Eisenback J.D., 1998** - Morphology and Systematics. In: *Plant and Nematode Interactions*. (Eds) Barker KR, Pederson GA and Windham GL. Madiscon, Wisconsin, USA Publishers, pp: 37-63.
- 37- Bongers T. and Ferris H., 1999** - Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. *Trends in Ecology and Evolution*, n°14, pp: 224-228.
- 38- Reddy P., 1983** - Plant nématology. *Ed. Agr. Publ. Acad.*, New Delhi, 287p.
- 39- Brzeski M., 1998** - Nematodes of *Tylenchida* and temperate Europe. Muzeum in Insitut Zoologii Polska Akademia Nawik Warszawa, Poland, 386 p.
- 40- Siddiqi M.R., 1986** - Parasites of plants and insects. CAB, Common wealth Institut of parasitology, 645 p.
- 41- Nebih Hadj-Sadok D., Hedibel A., Belkahla H., Fargette M. et Mateille T., 2008** - Diversité et structure des communautés de nématodes phytophages associés aux cultures maraîchères dans la wilaya de Jijel. 2^{ème} Conférence International de Biodiversité des Invertébrés en Milieux Agricoles et Forestiers INA, Alger, Algérie.
- 42- Luc M., Hunt D. J. and Mochon J. E., 1990** - Morphology, Anatomy and Biology of Plant Parasitic Nematodes. Synopsis In: Luc M.; Sikora R. A. and Bridge J. (Eds). *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Wallnfort, UK, CAB International Institute of Parasitology: I-45.

- 43- Fermino Soares A.C., da Silva Garrido M., Coimbra J.L., de Almeida N.S., 2006 - *Scutellonema bradys* em Cará-Doce (*Dioscorea trifida* L.). *Summa phytopathol.*, vol. 32, Botucatu, Brasil.**
- 44- Rhoades H.L. and Linford M.B., 1959 -** Molting of preadult nematodes of the genus *Paratylenchus* stimulated by root diffusates. *Science* 130: 1476-1477.
- 45- Jaccob J. J. et Middepiaats W. C. T., 1988 -** Fascicule de détermination des principaux nématodes phytoparasites au stéréoscope, cours de nématologie, TSP, Vol. 2, Niamey, Niger, 175 p.
- 46- Sutherland J.R. et Adams R.E., 1965 -** *Nematologica* 10, H. A. 35, *Rev.* n°760, Labo. Parasitology, U.K., pp : 637-643
- 47- Decker H., 1981 -** Nématodes phytophages et leurs Control. ed. Loglos, Moscou, 124 P.
- 48- Alfrord D.V., 2000 -** Ravageurs des végétaux d'ornement Arbres, Arbustes, Fleures. Ed. INRA, Paris, 585 p.
- 49- Hopper D.J. et Southey J.F., 1978- *Ditylenchus*, *Anguina* and related genera.** In plant nématologie, Ed. Southey J.F., Vol. 1, pp: 78-79.
- 50- Franklin D. et Siddiqi M.R., 1972- *Aphelenchoides besseyi*.** Commonwealth Institute of Helminthology, Descriptions of Plant-Parasitic Nematodes, pp: 1-4.
- 51- Norton D.C., 1959 -** Relationship of nematodes to small grains and native grasses in north and central Texas. *Pl. dis. reptr.*, 43, pp: 227-235.
- 52- Mankau R. and Mankau S. K., 1963 -** The role of mycophagous nematodes in the soil. The relation chips of *Aphelenchus avenae* to phytopathogenic soil fungi. In "*soil organisms*", ed. Doeken J. and Drift J. (Var der), Amsterdam, pp: 271-280.
- 53- Anonyme, 1999 -** Les nématodes phytophages des cultures, Morphologie et biologie. *Rev. Labo. Zoologie*, INRA, pp: 11-32.

54- Linford M.B. and Oliviera J.M., 1937- The feeding of hollow-spear nematodes on other nematodes. *Science* 85, pp: 295–297.

55- Water J., 1977- Interactive Diagnostic Key to Plant Parasitic, Freelifving and Predaceous Nematodes. UNL Nematology Lab., **Originally published in Pollution Cont. Fed., Vol. 49, pp: 2318-2337 (<http://nematode.unl.edu/key/nemakey.htm>)**

56-Thorne G., 1930 - Predaceous nemas of the genus *Nygolaimus* and a new genus, *Sectonema*. *J. Agric. Res.*, 41, pp: 445-466.

57- Russell C.C., 1986 - The feeding habits of a species of *Mesodorylaimus*. *J. Nematol.*, 18, 641p.

58- Mullin P., 2000- morphology of parasitic nematodes. (<http://www.edu.nematode./index.htm>).

59- Grootaert P. et Maertens, D., 1976 - Cultivation and life cycle of *Mononchus aquaticus*. *Nematologica* 22, pp: 173-181.

60- Yeates G.W., Bongers T., de Goede R.G.M., Freckman D.W. et Georgieva S.S., 1993 - Feeding habits in soil nematode families and genera - an outline for soil ecologists. *J. Nematol.* 25, pp: 31-315.

61- Menzel R., 1914 - Uber die mikroskopische landfauna der schweizerischen Hoch-alpen. *Arch. Naturgesch.A.*

62- Lapage G., 1937 - Nematodes parasitic. *Anim .hlth .leaflet*. II, 340 p.

63- Steiner G. et Heinly H., 1922 - The possibility of control of *Heterodera radicicola* and other plant injurious Nemas by means of predatory Nemas, especially by *Mononchus papillatus* Bastian. *J. wash. acad. Sci.*, n° 12, pp: 367-386.

64- Boosalis M.G. et Mankau R., 1965 - Parasitism and predation of soil micro-organisms. In «Ecology of soil borne plant pathogen», Ed. Baker k.F. et Filipje v. *proc.belminth. soc. Wash.* 21, pp: 374-389.

65- Hechler N., 1963 - Description, Developmental biology and habits of *Seinura tenuicaudata* (De Man) J.B. Goodey, 1960 (Nematoda: Aphelenchoididae) a nematode predator. *Proc. helminth. soc. Wash.*, n° 30, pp: 182-195.

66- Hastings R.J. and Newton W., 1934 - The influence of a number of factors upon the activation of dormant or quiescent bulb nematodes, *Anguillulina dipsaci* (Kühn.1858) Gervand Ben, 1859 (*Anguillulinidae*). *Proc. helminth. soc. Wash.*, I, pp: 52-54.

67- Steiner G., 1924 - On some plant parasitic Nemas and related forms. *J .agric. res.*, n° 28, pp: 1062-1064.

67-Bongers T., 1990 - The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia* 83: 14–19.

68- Sarah J.L., Lassoudière A. et Guérout R., 1983 - La jachère nue et l'inondation du sol : deux méthodes intéressantes de lutte intégrée contre *Rhizopholus similis* dans les bananeries des sols tourbeux de Cote d'Ivoire. *Fruits* 38 (1) : 35-42.

69- Fiedmesser J. and Felder W.A., 1954 - Some effects of altered oxygen tensions on certain plant parasitic and soil inhabiting nematodes *in vitro*. *J. parasit.*, n° 40, pp: 1-18.

70- Stolz L.H., Van Gundy S.D. and Letey J., 1960 - Oxygen tolerances of four plant parasitic nematodes. *Phytopathology*, n°50, 656 p.

71- Heinis F., 1916 - Über die Microfauna am Bülchen (Liestal). *Tätig-keisher Nat.Ges. Baselland*, pp: 1911-1916.

72- Kampfe L., 1959 - Über möglichkeiten der physiologisch-ökologischen Arbeitsweise in der Nematodenforschung. *Verb. Dt. Zool.*, n° 25, pp: 378-386.

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

74- Maupas E., 1901 - Modes et formes de reproduction des nématodes. *Arch. Zool. exp.* Série 3, t.6, pp: 465-624.

75- Wallace H.R., 1963 - The biology of plant parasitic nematodes. Ed. Arnold E. Ltd., Londres, pp: 1- 280.

76- Boshier J.E. et Mc Keen W.E., 1954 - Lyophilisation and low temperature studies with the bulb and stem nematode: *Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 158).

77- Nielson C.O., 1949 - Studies on the soil microfauna. The soil inhabiting nematodes. *Natura jutlandica*, n°2, pp: 202-214.

78- Cayrol J.C., 1970 - Contribution à l'étude de la biologie du nématode mycophage *Ditylenchus myceliophagus*: Goodey J.B., 1958 (*Nematoda : Tylenchida*). Thèse Sci. Nat., Uni. de Nice, pp: 1-117.

79- Stephenson W., 1942 - Resistance of a soil nematode to change in osmotic pressure. *Nature*, London, n° 149, 500 p.

80- Felder W.A., 1960 - Osmotic destruction of plant parasitic and saprophytic nematodes by the addition of sugars to soil. *Pl. dis. reptr.*, n°44, pp: 883-885.

81- Machmer J.H., 1958 - Effect of soil salinity on nematodes in Citrus and Papaya plantings. *J. Rio Grande vall. Hort. Soc.*, n° 12, pp: 57-60.

83- Sarah J.L. et al., 1991 - Effect of soil PH on development of *Pratylenchus brachyurus* populations in pineapple roots. *Nematropica*, 21, p: 211-216.

84- Ellenby C., 1946 - Ecology of the Eelworm cyst. *Nature*, 157, London, 451 p.

85- Fenwick D.W., 1951 - Investigations on the emergence of larvae from the cysts of the potato root Eelworm, *Heterodera rostochiensis*. IV, Physical conditions and their influence on larval emergence in the laboratory. *J. helminth.*, 25, pp: 37-48.

- 86- Simon M., 1955** - L'étude du rapport entre le PH du sol et les nematodes. *Publ. Inst. Belge amelior. Better.*, 22, pp: 85-89.
- 87- Loewenberg J.R., Sullivan T. and Schuster M.L., 1960** – The effect of PH and minerals on the hatching and survival of *Meloidogyne incognita* larvae. *Phytopathology*, n°50, pp: 215-217.
- 88- Godfrey G.H. and Hangan H.R., 1933-** Influence of soil hydrogen ion concentration on infection by *Heterodera radicicola* (Greeff) Muller. *Soil Sci.*, n°35, pp: 175-184.
- 89- Lownsberry B.F., 1961** - Factors affecting population levels of *Criconeoides xenoplax*. *Phytopathology*, n°51, pp: 101-104.
- 90- Prot J.C. and Van Gundy S.D., 1981-** Effect of soil texture and the clay component on migration of *Meloidogyne incognita* second-stade juveniles. *J. Nématol.*, n°13, pp: 7-213.
- 91- Cadet P., Van Den Berg E., Delatte A. and Fiard J.P., 1994** - Comparaison de quelques peuplements nématologiques des petites Antilles. *Biogeographica*, n° 70, pp: 125-38.
- 92- Anonyme, 1982** - Growing sugarcane on the recent sands. *South Afr. Sugar J.*, n°66, pp: 369-70.
- 93- Jones F.G.W. and Thomasson A.J., 1976** - Bulk density as an indicator of pore space in soil usable by nématodes. *Nemaologica*, 21, pp: 133-137.
- 94- Duponnois R. and Bâ A.M., 1998** - Influence of the microbial community of a sahel soil on the interactions between *Meloidogyne javanica* and *Pasteuria penetrans*. *Nematologica*, sous presse.
- 95- Duponnois R. and Cadet P., 1988** - Interactions of *Meloidogyne javanica* and *Glomus sp.* on growth and Ng fixation of *Acacia seyal*. *Afro-Asian J. Nema-plant parasitic nematodes. Annual Review of Phytopatology*, n°17, pp: 279-299.

96- Sikora R.A., 1982 - Interrelationship between plant health promoting rhizobacteria, plant parasitic nematodes and soil microorganisms. Mededelingen van de Faculteit Land bouwwetenschappen, Rijks University, Gent, Belgium, n°53, pp: 867-78.

97- Villenave C. and Duponnois R., 1998 - Influence of the native soil microflora on the reproduction of *Helicotylenchus dihystera* and its pathogenicity on Millet. *Nematologica*, n°44, pp: 195-206.

98- Le Saulx R. and Quénéhervé P., 1997 - Preliminary bioassay screening of ten salt barriers against *Meloidogyne incognita* for tomato plant-protection. *Nematologica*, n° 26, pp: 285.

99- Cadet P. and Thioulouse J., 1998 - Identification of soil factors that relate to plant parasitic nematode communities on tomato and yam in the French West Indies. *Appl. Soil Ecology*, sous presse.

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

101- Cadet P., Thioulouse J. and Albrecht A., 1994 - Relationships between ferrisol properties and the structure of plant parasitic nematode communities on sugarcane in Martinique (French West Indies). *Acta Ecologica*, n° 15, pp: 767-80.

102- Sayre R.M., 1971 - Biotic influence in soil environment. In: *Plant parasitic nematodes*, Vol. I, éd. Zuckerman B.M., Mai W.F., et Rohde R.A., Academic Press Inc., New York, Etats Unis, pp: 235-256.

103- Castagnone-Sereno P. and Kermarrec A., 1991 - Invasion of tomato roots and reproduction of *Meloidogyne incognita* as affected by raw sewage sludge. *J. Nematol.* n°23, pp: 724–728.

104- Crow W.T., Guertal E.A. and Rodriguez-Kabana R., 1996 - Responses of *Meloidogyne arenaria* and *M. incognita* to green manures and supplemental urea in glasshouse culture. *J. Nematol.*, n° 28, pp: 648–654.

- 105- Demeure Y. and Freckman D.W., 1981** - Recent advances in the study of anhydrobiotic nematodes. In: Plant parasitic nematodes, Vol. III, éd. Zuckerman B.M. et Rohde R.A. Academic Press Inc., New York, Etats Unis, pp: 205-226.
- 106- Johnson T., 1958** - The effect of soil moisture on *Tylenchorhynchus martini* and other nematodes. *Proc. La. Acad. Sci.*, n°20, pp: 52-55.
- 107- Hamblen M.L. et Slack D.A., 1959** - Factors influencing the emergence of larvae from cysts of *Heterodera glycinis* Ichinoe. Cysts development, condition and variability. *Phytopathology*, n°49, pp: 1-317.
- 108- Ward C.H., 1960** - Dagger nematodes associated with forage crops in News York. *Phytopathology*, n°50, 658 p.
- 109- Brown F.N., 1933**- Flooding to control root-knot nematodes. *J. agric. Res.*, n° 47, pp: 883-888.
- 110- Wallace H.R., 1954** - Hydrostatic pressure deficiency and the emergence of larvae from cysts of the beet Elworm. *Nature*, London, 502 p.
- 111- Wallace H.R., 1955** - The influence of soil moisture on the emergence of larvae from cysts of the beet Elworm *Heterodera schachtii* Schmidt. *Ann. Appl. biol.*, 43, pp: 477-484.
- 112- Wallace H.R., 1956** - Soil aeration and the emergence of larvae from cysts of the beet Elworm *Heterodera schachtii* Schmidt. *Ann. Appl. biol.*, 44, pp: 57-66.
- 113- Demeure Y., 1980** - Biology of the plant parasitic nematode *Scutellonema cavenessi* on Sher, 1964: anhydrobiosis. *Rev. Nématol.*, n° 3, pp: 9-283.
- 114- Wasilewska L., 1974** - Vertical distribution of nematodes in the soil of dunes in the kampinos forest. *Zeszyty Problemowe Postepow Nauk Rolniczych*, n° 154, pp: 203-12.

- 115- Harris R.H.G., 1975** - Studies of nematode populations in sugarcane soil profiles. Proc. South Afr. Sugar Technol. Ass, n°49, pp: 164-70.
- 116- Thomas S. H., 1978** - Population density of nematodes under seven tillage regimes. Journal of Nematology, n°10, pp: 24-27.
- 117- Norton D.C., 1979** - Relationship of physical and chemical factors to populations of plant parasitic nematodes. Annual Review of Phytopatology, n°17, pp: 279-299.
- 118- McSorley R., 1996** - Impact of crop management practices on soil nematode populations. Soil and Crop Science Society of Florida Proceedings, n° 55, pp: 63-66.
- 119- Greenland D.J. and Nye P.H., 1959** - Increases in carbon and nitrogen contents of tropical soils under natural fallows. *Soil Science* 10, pp : 284-99.
- 120- Feller C., Lavelle P., Albrecht A. et Nicolardot B., 1993** - La jachère et le fonctionnement des sols tropicaux: rôle de l'activité biologique et des matières organiques. Quelques Bléments de réflexions. In : Floret, Serpantié G, éd. La jachère en Afrique de l'Ouest. Paris: ORSTOM, Collection Colloques et Séminaires, pp: 15-32.
- 121- Weaver D.B., Kabana R.R. and Carden E.L., 1995** - Comparison of crop rotation and fallow for management of *Heterodera glycines* and *Meloidogyne spp.* in soybean. *J. Nematol.*, 27 p.
- 122- Netscher C., 1985** - A crop rotation to control root-knot nematodes in the tropics. Lnt. *Nematol.* Network Newsletter, 2: 14-5.
- 123- Lericollais A. et Milleville P., 1993** - La jachère dans les systèmes agro-pastoraux Sereer au Sénégal. In : Floret, Serpantié G, éd. La jachère en Afrique de l'Ouest. Paris : ORSTOM, Collection Colloques et Séminaires, pp: 133-46.
- 124- Pate E., 1997** - Analyse spatiotemporelle des peuplements de nématodes phytoparasites dans les systèmes de culture B jachère au Sénégal. Thèse de doctorat. Université Claude-Bernard, Lyon, France, 208 p.

- 125- Anonyme., 1998** - Changement climatique et ressources en eau dans les pays du Magreb, Algérie, Maroc, Tunisie, en jeux et perspective. Dept. Env. Rabat, Maroc, 55p.
- 126- Mutin G., 1977** - L'Algérie et ses Agrumes. Extrait de la revue de geo., Lyon, Vol. 441, 36p.
- 127- Stewart P., 1969** - Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique ; Quelques réflexions. *Bull. Soc. Hist., Afri. Du nord*, pp: 24-24.
- 128- Dalmasso A., 1966-** Méthodes simple d'extraction des nématodes du sol. *Rev. Ecol. Biol.*, vol. 3, pp: 473-478.
- 129- Wang K.H., Sipes B.S. and Schmitt D.P., 2002** - Management of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple, *Ananas comosus*, by intercycle cover crops. *J. Nematol.* , n°34, pp: 106–114.
- 130- Merny et Luc, 1969** - Les techniques d'échantillonnage des peuplements de nématodes dans le sol. In: problèmes d'écologie, Paris, France, pp: 237-272.
- 131- Wasilewska L., 1994** - The effect of age of meadows on succession and diversity in soil nematode communities. *Pedobiologia* 38:1–11.
- 132- Heip, C., Herman P. M. J. and Soetaert K., 1988** - Data processing, evaluation, and analysis. pp: 197–231 in R. P. Higgins and H. Thiel, eds. Introduction to the study of meiofauna. Washington, DC: Smithsonian Institution Press.
- 133- Yeates G. W. et King, K. L., 1997** - Soil nematodes as indicators of the effect of management on grasslands in the New England Tablelands (NSW): Comparison of native and improved grasslands. *Pedobiologia* 41, pp: 526–536.
- 134- Hammer O., Harper D.A.T., et Ryan P. D., 2001** - PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis.

Palaeontologia Electronica 4(1): 9 p. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm.

135- Phillippeau G., 1986 - Comment interpréter les résultats d'analyse en composantes principales (ACP). Institut technique des céréales et fourrages (ITCF), Paris.

136- Dajoz R., 1985 - Précis d'écologie. Ed. Bordas, Paris, 505 p.

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

138- Scognamiglio A., Talamè M., and Giandomenico N., 1968 - Data on nematodes living in the rhizosphere of olive (1st paper). *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri*, Italie, 26, pp: 205-226.

139- Hirschmann H., Paschalaki-Kourzi N. and Triantaphyllou A.C., 1966 - A survey of plant-parasitic nematodes in Greece. *Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki*, 5, 144-156.

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

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

142- Verschoor B. C., Goede R. G. M., Hoop J.W. et Vries F. W., 2001- Seasonal dynamics and vertical distribution of plant- feeding nematodes communities in grasslands. *Pedobiologia* 45, pp: 213-233.

143- Scotto LA Massese JC., 1986- Influence des caractéristiques bioécologiques des milieux sur la distribution des nématodes telluriques. *Bull. Rech. Agro. Gembloux*, n°21, pp: 255-272.

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

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

146- Nebih Hadj-Sadok D., Fargette M., Bezaz H., Hadri H. et Belkahla H., 2007 - Les nématodes parasites des cultures maraîchères dans quelques zones du nord de l'Algérie. Journée Nationales sur la Zoologie Agricole et Forestière, INA, El Harrach, Alger, Algérie.

147- Belahammou S., 2010 - Contribution à l'étude de la diversité de la nématofaune associés aux cultures maraîchères dans la vallée d'Oued Righ Wilaya d'Ouargla. Projet de Fin d'Etude d'ingénieur d'état en Agronomie, Protection des végétaux, Dep. Agro. Fac. Scien. Agro – Véter., USDB. 78p.

148- Cadet P., Masse D. et Thiouliouse J., 2005 - Relationships between plant- parasitic nematode community, fallow duration and soil factors in the Sudano-Sahalien area of Senegal. Agriculture, Ecosystems and Environment, 102, pp. 302 - 317.

149- Sawadogo A., Thio B., Konate Y. A. et Kiemde S., SD - Les nématodes parasites du bananier dans l'Ouest du Burkina Faso. INFOMUSA - Vol 10, N° 2, pp.18-19.

150- Krusberg L.R., 1959 - Investigations on the cycle, reproduction, feeding habits and host range of *Tylenchorhynchus claytoni steiner*, *Nematologica*, n° 4, pp: 187-197.

151- Sutherland J.R. et Adams R.E., 1965 - *Nematologica* 10, H. A. 35, Rev. n°760, Labo. Parasitology, U.K., pp: 637-643.

153- Oostenbrink M., 1959 - Estimate nematode populations by some selected methods. In: Sasser, J.N., Jenkins, W.R. (Eds.), *Nematology*. The University of North Carolina Press, Chapel Hill, pp: 85–102.

156- Southey J.F. et Aitkenhead P., 1972 - Les nématodes et autres ravageurs ainsi que les pathogènes du sol associés aux végétaux importés. EPPO Bulletin, Vol. 2, Issue 7, PP: 49-5.

- 157- Bezaz H., 2006** - Etude de la diversité des communautés des nématodes phytophages des cultures maraîchères dans quelques régions de l'Algérie. Thèse Ing., Agro., Blida, 66p.
- 160- Liang W., Pinhasi-Adiv, Y., Shultz H. et Steinberger Y., 2000** - Nematode population dynamics under the canopy of desert halophytes. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 14, pp: 183-192.
- 161- Liang W., Mouratov S., Pinhasi-Adiv Y., Avigad P. et Steinberger Y., 2002** - Seasonal, variation in the nematode communities associated with two halophytes in a desert ecosystem *Pedobiologia* 46, pp: 63-74.
- 162- Ettema C.H., 1998** - Soil nematode diversity: species coexistence and ecosystem function. *J. Nematol.* 30,pp: 159-69.
- 163- Yeates C.W., 2003** - Nematodes as soil indicators: functional and biodiversity aspects. *Biology and fertility of soils* 37, pp: 199-210.
- 164- Wardle D.A., Yeates G.W., Watson R.N., Nicholson K.S., 1995** - Impacts of disturbance on detritus food-webs in agroecosystems of contrasting tillage weed management strategies. *Adv. Ecol. Res.* 26, 105–185.
- 165- Ingham R.E., Trofymow J.A., Ingham E.R., Coleman D.C., 1985** - Interactions of bacteria, fungi and their nematode grazers: effects on nutrient cycling and plant growth. *Ecol. Monogr.* 55:119–40.
- 166- Sohlenius B. et Sandor A., 1987** - Vertical distribution of nematodes in arable soil under grass (*Festuca pratensis*) and barley (*Hordeum distichum*). *Biol. Fertil. Soils* 3:19–25.
- 167- Neher D.A., Campbell C.L., 1994** - Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. *Appl. Soil Ecol.* 1, pp: 17–28.
- 168- Boström S. et Sohlenius B., 1986** - Long-term dynamics of nematode communities in arable soil under four cropping systems. *J. Appl. Ecol.* 24:131–44

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

170- Gomes G.S., Huang S.P. et Cares, J.E., 2003 - Nematode community, trophic structure and population fluctuation in soybean fields. *Fitopatologia, Brasileira* 28:258-266.

172- Kandji S.T., Callistus K.P., Ogot O. et Albrecht A., 2001 - Diversity of plant-parasitic nematodes and their relationships with some soil physico-chemical characteristics in improved fallows in western Kenya *Applied Soil Ecology* 18: 143–157.

