

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**



Eficiencia de nematocidas biológicos para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en *Pisum sativum* L. var. Early Perfection, bajo condiciones de macrotúnel

Por:

Cristian Adonai Martínez Nava

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO
DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Torreón, Coahuila, México.

Junio de 2023.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRÓNOMICAS

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Eficiencia de nematocidas biológicos para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en *Pisum sativum* L. var. Early Perfection, bajo condiciones de macrotúnel

Por:


Cristian Adonai Martínez Nava


TESIS:


Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial para obtener el título de:


INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por:


Ing. José Alonso Escobedo
Presidente


Dr. Alfredo Ogaz
Vocal


M. E. Javier López Hernández
Vocal


M. C. Sergio Hernández Rodríguez
Vocal


Dr. J. Isabel Marquez Mendoza
Coordinador de la División de Carreras Agronómicas



Torreón, Coahuila.

Junio de 2023.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRÓNOMICAS

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Eficiencia de nematocidas biológicos para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en *Pisum sativum* L. var. Early Perfection, bajo condiciones de macrotúnel

Por:

Cristian Adonai Martínez Nava

TESIS:

Presenta como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Ing. José Alonso Escobedo
Asesor Principal



Dr. Alfredo Ogaz
Coasesor



M. E. Javier Lopez Hernández
Coasesor



M. C. Sergio Hernández Rodríguez
Asesor



Dr. J. Isabel Márquez Mendoza
Coordinador de la División de Carreras Agrícolas



Torreón, Coahuila.

Junio de 2023.

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por darme siempre la fuerza y perseverancia para poder continuar en los momentos más difíciles de la vida y por guiarme por el buen camino para cumplir mis metas.

A mis **padres**, Ernestina Nava Hernández y Jorge Eduardo Martínez López por estar conmigo y haberme brindado el apoyo incondicional para lograr ser un profesionista en la vida. ¡Muchas Gracias!

A la gran **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme abierto las puertas de esta gran casa de estudios y brindarme los conocimientos y herramientas necesarias para lograr ser un profesionista. Así mismo, como agradecimiento prometo poner muy en alto tu nombre en donde me encuentre.

Al **Ing. José Alonso Escobedo**, por bríndame su gran apoyo y su tiempo que me brindo durante este proyecto, y sobre todo por bríndame su amistad. Le estaré siempre agradecido Ing.

A mis **asesores**, Dr. Alfredo Ogaz, M. E. Javier López Hernández, M. C. Sergio Hernández Rodríguez, por brindarme su apoyo, atenciones y sugerencias durante el desarrollo de mi trabajo de tesis.

A la **Ing. Bertha Alicia Cisneros Flores**, por darme su apoyo, consejos para la vida profesional, muchas enseñanzas, regaños y por haber sido paciente conmigo. Muchas Gracias Maestra.

A la **Ing. Gabriela Muñoz Dávila**, por su amistad, amabilidad y apoyo brindado dentro del laboratorio de parasitología de la UAAAN – UL.

A la **C. Graciela Armijo Yerena**, por su amabilidad, orientación y apoyo brindado durante la carrera y el proceso de documentación para el registro de tesis.

A los **maestros** pertenecientes al programa académico de Ingeniero Agrónomo Parasitólogo, Ing. José Alonso Escobedo, Ing. Bertha Alicia Cisneros Flores, M. E. Javier López Hernández, Dr. Claudio Ibarra Rubio, Dr. José Abraham

Obrador Sánchez, Dr. Vicente Hernández Hernández, Dr. Teodoro Herrera Pérez, M. C. Sergio Hernández Rodríguez y Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos, por haberme brindado herramientas, compartir sus conocimientos y experiencias para lograr ser un profesional con elementos competitivos en el campo laboral.

DEDICATORIA

A **mis padres**, Ernestina Nava Hernández y Jorge Eduardo Martínez López, les dedico este presente trabajo y gran logro por haberme apoyado incondicionalmente en esta gran meta de convertirme en un profesionalista aún en los momentos más complicados dentro de la familia, por bríndame su cariño y estar siempre pendiente de mí que no me faltara nada les estaré eternamente agradecido. ¡Muchas Gracias Mamá y Papá! ¡Los Amo!

A **mis hermanos (as)**, Diana, Jairo y Paloma que al ver este trabajo les sirva de gran motivación para buscar también el título de sus sueños y metas y lo persigan sin mirar atrás y superando con valentía cada uno de los obstáculos o dificultades que se les pongan enfrente. ¡Animo! ¡Si lo pueden soñar, claro que lo pueden lograr! ¡Los Quiero!

A **mis primas**, Mileidy y Sherlyn mis dos personas favoritas que quiero como dos más de mis hermanitas, les dedico el presente trabajo como una motivación para que persigan sus sueños y metas y nunca se den por vencidas. Así mismo les agradezco todo su apoyo y cariño que me han brindado siempre. ¡La Quiero Carnalitas!

A la **Fam. Martínez López y Fam. Nava Hernández**, les dedico este gran logro, ya que les estoy completamente agradecido por el apoyo y la confianza que me brindaron para que lograra ser un profesionalista, así mismo por todas sus atenciones y cariño que me hicieron sentir no importando la distancia. Muchas Gracias por Todo Familia.

Al **Ing. Edgar Omar Martínez Arizmendi**, por haberme orientado durante el proceso de mi carrera profesional e instruirme y aconsejarme a titularme por medio de tesis. De la misma manera le agradezco todo su apoyo, regaños y consejos para lograr desempeñarme desde el inicio hasta el final de la carrera y posteriormente en el campo laboral.

A **mis amigos**, Elvis David Rivas, Oscar Moreno, Mónica Juárez, Bryan Martínez, Ing. Anahí Albores, Ángel Montes, Axel Rodas, José Torres y Juan

Román que estuvieron conmigo y me acompañaron en está gran etapa de la vida en que compartimos momentos y experiencias muy agradables juntos. Les deseo el mayor de los éxitos amigos y gracias por su amistad durante estos 5 años.

RESUMEN

Este estudio con nematicidas biológicos se efectuó en un invernadero localizado dentro del campo agrícola de esta casa de estudios (UAAAN – UL), durante los dos periodos agrícolas del 2022. Comprendiendo dicho estudio la estimación de los nematicidas: Abaneem® 180 (Abamectina + Neem), *Paecilomyces lilacinus* (Chimal® 6.53 PH) y *Myrothecium verrucaria* (DiTera® DF 90.0) en plantas de chícharo (*Pisum sativum* L.) var. Early Perfection, para cotejarlo con un tratamiento testigo donde no se efectuaron aplicaciones de nematicidas con la finalidad de determinar el desarrollo de las plantas como: el diámetro o grosor del tallo, extensión y peso de la raíz, extensión y peso del follaje e índice de nodulación provocado por infestaciones de *Meloidogyne incognita*, a los 50 días posteriores a la emergencia de las plantas de chícharo.

En este trabajo se empleó un diseño experimental completamente al azar constituido por 4 tratamientos y 4 repeticiones; cada lote experimental constó de 6 recipientes de polipropileno para 3 kg de suelo con presencia de este nematodo, para dar un total de 24 recipientes por cada tratamiento, obteniendo así un total de 96 recipientes en el experimento.

Finalmente, en los resultados en la evaluación con la comparación de medias con la prueba de Tukey, demostraron los consiguientes datos: lo que respecta al diámetro o grosor del tallo, se demostró que los tratamientos con Abamectina + Neem con una media de 2.9667 mm y *Paecilomyces lilacinus* con 2.7375 mm de diámetro, presentaron el mayor diámetro, resultando estos estadísticamente iguales. Por otro lado, tratamientos como *Myrothecium verrucaria* y el testigo resultaron estadísticamente iguales con menores valores del tallo con 2.5583 y 2.3167 mm proporcionalmente. En cuanto a la valoración de la extensión de la raíz, se demuestra que en los tratamientos donde se efectuaron aplicaciones de *M. verrucaria* y Abamectina + Neem obtuvieron la mayor longitud de raíz con una media de 26.8250 y 24.7792 cm respectivamente, al resultar similares. Con relación a los tratamientos *P. lilacinus* y el testigo sin aplicación, presentaron una media menor, con 22.9708 y 22.8083 cm de longitud de raíz respectivamente,

resultando estadísticamente iguales. La valoración de la extensión del follaje, indica que los tratamientos de Abamectina + Neem con un valor de 23.1542 cm y *Paecilomyces lilacinus* con una estimación de 23.0292 cm resultaron con una mayor longitud, siendo estos estadísticamente iguales; así mismo, el tratamiento testigo sin aplicación y *Myrothecium verrucaria* resultaron ser estadísticamente iguales con una menor longitud del follaje, presentando una media de 18.7208 y 17.7292 cm respectivamente. En la valoración del peso de raíz, demuestra que tratamientos como Abamectina + Neem, seguido por *P. lilacinus* y posteriormente *Myrothecium verrucaria* con medias de 3.75 g, 3.4583 g y 3.25 g respectivamente, resultaron estadísticamente iguales; evidenciando una diferencia estadística respecto al testigo sin aplicación que resultó con una media menor de 2.5833 g de peso en la raíz. La valoración del peso de follaje, indicó que los tratamientos que presentaron un valor similar estadísticamente fueron, Abamectina + Neem y *P. lilacinus* con un valor de 8.5417 g y 8.3333 g respectivamente, y en lo que respecta al tratamiento sin aplicación y el tratamiento con *Myrothecium verrucaria* con medias de 4.2917 g y 4.25 g respectivamente, resultaron estadísticamente iguales teniendo estos un menor peso de follaje. Con referente a los resultados obtenidos en la estimación del grado de nodulación del sistema radicular en los diferentes tratamientos, indicaron estadísticamente hablando que el de mayor significancia, fue el tratamiento sin nematicidas con una estimación de 42.042, seguido por *Myrothecium verrucaria* que presentó un valor de 29.083, entretanto los demás tratamientos resultaron estadísticamente iguales adquiriendo un menor índice de agallamiento, teniendo como media *Paecilomyces lilacinus* con 13.72 y Abamectina + Neem con 10.542 respectivamente.

Palabras clave: Índice de nodulación, Abaneem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria*, *Meloidogyne incognita*, Nematicidas

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	iii
RESUMEN	v
ÍNDICE	vii
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivo	4
1.2. Hipótesis	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Origen del chícharo	5
2.2. Características generales.....	5
2.3. Clasificación taxonómica.....	6
2.4. Características morfológicas del chícharo.....	6
2.4.1. Raíz	7
2.4.2. Tallo.....	7
2.4.3. Hojas	8
2.4.4. Flores.....	8
2.4.5. Inflorescencia.....	9
2.4.6. Fruto	9
2.5. Distribución geográfica.....	10
2.6. Variedades o especies cultivadas	10
2.7. Valor nutricional	10
2.8. Importancia del cultivo de chícharo en el mundo	12
2.9. Importancia del chícharo en México.....	12
2.10. Superficie de siembra y producción en el mundo.....	13
2.11. Superficie sembrada y producción en México.....	15
2.12. Usos	17
2.12.1. Alimentación humana	17
2.12.2. Alimentación animal	18
2.12.3. En la medicina.....	18
2.12.4. Artesanías	18
2.13. Comercialización.....	18

2.14. Manejo del agronómico del cultivo	19
2.14.1. Clima	19
2.14.2. Altitud	19
2.14.3. Temperatura.....	19
2.14.4. Humedad.....	20
2.14.5. Suelo	21
2.14.6. Luz.....	21
2.14.7. Humedad relativa	21
2.14.8. Viento	22
2.14.9. Nutrición	22
2.15. Problemas fitosanitarios del chícharo.....	23
2.15.1. Plagas asociadas al cultivo de chícharo.....	23
2.15.2. Pulgón verde del chícharo (<i>Acyrtosiphon pisum</i> Harris) (Hemiptera: Aphididae).....	23
2.15.3. Minador de la hoja (Díptera: Agromyzidae: <i>Liriomyza: L. sativae, L. huidobrensis, L. trifolii</i> Blanchard).....	24
2.15.4. Mosquita blanca (<i>B. tabaci</i> Gennadius, <i>T. vaporariorum</i> Westwood, <i>B. argentifolii</i> Bellows y Perring,) (Hemiptera: Aleyrodidae).....	25
2.15.5. Gusano trozador (Lepidoptera: Noctuidae: <i>Agrotis: A. ípsilon</i> Hufnagel) 25	
2.15.6. Araña roja (Trombidiformes: Tetranychidae: <i>Tetranychus: T. urticae</i> Koch) 26	
2.16. Enfermedades que atacan el cultivo de chícharo.....	27
2.17. Enfermedades causadas por hongos.....	27
2.17.1. Marchitez o pudrición radicular (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lisi</i> Snyder & Hansen) (Hipocreales: Nectriaceae)	28
2.17.2. Antracnosis (Glomerellales: Glomerellaceae: <i>Colletotrichum: C. pisi</i>) 28	
2.17.3. Mildiu (Peronosporales: Peronosporaceae: <i>Peronospora: P. viciae</i> Berk) 29	
2.17.4. Roya (Pucciniales: Pucciniaceae: <i>Uromyces: U. pisi – sativi</i> Liro) . 29	
2.18. Enfermedades bacterianas	30
2.18.1. Tizón bacteriano del chícharo (Pseudomonadales: Pseudomonadaceae: <i>Pseudomonas: P. syringae</i> pv. <i>lisi</i> Sackett)	30
2.19. Enfermedades causadas por virus.....	31
2.19.1. Virus del mosaico del chícharo (PsbMV).....	31
2.19.2. Virus del mosaico enanizante en guisante (PEMV).....	32

2.20. Enfermedades causadas por nematodos.....	33
2.21. Historia de los nematodos.....	33
2.22. Nematodos asociados al cultivo de chícharo	34
2.22.1. Nematodo del tallo (<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev) (Tylenchida: Anguinidae).....	34
2.22.2. Nematodo del quiste del guisante (<i>Heterodera goettingiana</i> Liebscher) (Tylenchida: Heteroderidae).....	35
2.22.3. Nematodo agallador (<i>Meloidogyne</i> spp.) (Tylenchida: Heteroderidae).....	35
2.23. Nematodos noduladores o agalladores.....	36
2.23.1. Ubicación taxonómica de <i>Meloidogyne incognita</i>	37
2.23.2. Importancia del nematodo agallador	37
2.23.3. Características generales del nematodo agallador	38
2.23.4. Ciclo de vida.....	40
2.23.5. Daños y síntomas.....	42
2.23.6. Especies de <i>Meloidogyne</i>	43
2.23.7. Hospederos	44
2.24. Índice de agallamiento	44
2.25. Manejo integrado de nematodos.....	45
2.26. Técnicas o prácticas de control.....	46
2.26.1. Cultural.....	46
2.26.2. Barbecho	47
2.26.3. Inundación.....	47
2.26.4. Solarización.....	48
2.26.5. Rotación de cultivos	48
2.26.6. Variedades resistentes	49
2.26.7. Tratamiento a la semilla	49
2.26.8. Control biológico.....	49
2.26.9. Control químico	50
2.27. Nematicidas utilizados en el estudio	51
2.27.1. <i>Azadirachta indica</i> A. Juss. – Extracto de Neem.....	51
2.27.2. Abamectina	52
2.27.3. Abamectina + Neem – Abaneem® 180.....	53
2.27.4. <i>Paecilomyces lilacinus</i>	54
2.27.5. <i>Paecilomyces lilacinus</i> (CHIMAL® 6.53 PH)	55

2.27.6.	<i>Myrothecium verrucaria</i>	56
2.27.7.	<i>Myrothecium verrucaria</i> (DiTera DF [®] 90.0)	57
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	59
3.1.	Ubicación geográfica.....	59
3.2.	Clima	59
3.3.	Sitio de trabajo	59
3.4.	Variedad vegetal bajo estudio	59
3.5.	Diseño experimental.....	60
3.6.	Toma de muestra de suelo.....	61
3.7.	Siembra.....	61
3.8.	Tratamientos	63
3.9.	Emergencia	63
3.10.	Riego.....	64
3.11.	Precipitaciones.....	64
3.12.	Prácticas culturales	64
3.13.	Fertilización	65
3.14.	Cronograma de aplicaciones.....	65
3.15.	Manejo de plagas y enfermedades	66
3.16.	Registro de datos	67
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	69
4.1.	Vigor de las plantas.....	69
4.2.	Grosor de la base del tallo	69
4.3.	Largo de la raíz	71
4.4.	Largo del follaje.....	72
4.5.	Peso de la raíz	74
4.6.	Peso del follaje.....	75
4.7.	Índice de nodulación radicular.....	76
V.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	79
VI.	LITERATURA CITADA	81

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición nutritiva del chícharo por 100 g de producto comestible.	11
Cuadro 2. Requerimientos nutricionales del chícharo.	23
Cuadro 3. Duración del ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i> en relación a la temperatura.	42
Cuadro 4. Distribución del diseño experimental completamente al azar utilizado para evaluar Abamectina + Neem (Abaneem® 180) (I), <i>Paecilomyces lilacinus</i> (Chimal® 6.53 PH) (II), <i>Myrothecium verrucaria</i> (DiTera® DF 90.0) (III), Testigo (IV), aplicados para el control del nematodo agallador (<i>Meloidogyne incognita</i>) en la UAAAN – UL, Torreón, Coahuila, México. 2022.....	60
Cuadro 5. Tratamientos y dosis a evaluar en plantas de chícharo (<i>Pisum sativum</i> L.) para el control del nematodo agallador de la raíz (<i>Meloidogyne incognita</i>) en la UAAAN – UL, Torreón, Coah., México. 2022.	62
Cuadro 6. Aplicaciones de los productos formulados: Abamectina + neem (Abaneem® 180), <i>Paecilomyces lilacinus</i> (Chimal® 6.53 PH) y <i>Myrothecium verrucaria</i> (DiTera® DF 90.0).....	66
Cuadro 7. Comparación de medias en la evaluación de grosor del tallo con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	70
Cuadro 8. Comparación de medias en la evaluación de largo de la raíz con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	71
Cuadro 9. Comparación de medias en la evaluación del largo de follaje con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	73
Cuadro 10. Comparación de medias en la evaluación del peso de la raíz con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	74
Cuadro 11. Comparación de medias en la evaluación del peso del follaje con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	75

Cuadro 12. Comparación de medias en la evaluación del índice de nodulación radicular con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022. 77

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Área cosechada y producción de chícharo verde en el mundo, 2015 – 2020.	14
Figura 2. Proporción de la producción de chícharo verde por región, 2016 – 2022.	15
Figura 3. Los 10 productores principales de chícharos verdes en el mundo (2020).	15
Figura 4. Participación de las entidades productoras de chícharo en México, 2016.	17
Figura 5. Recipientes con suelo infectado para realizar el experimento.....	60
Figura 6. Productos utilizados en el experimento.	62
Figura 7. Siembra del cultivo de chícharo.	63
Figura 8. Germinación de las primeras plántulas de chícharo.....	64
Figura 9. Remoción del suelo.	65
Figura 10. Aplicación de los productos a los tratamientos.....	66
Figura 11. Aplicación de insecticida: a) foliar; b) granulado.	67
Figura 12. Toma y registro de datos.....	68
Figura 13. Medias en la evaluación del grosor del tallo con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	70
Figura 14. Medias en la evaluación del largo de la raíz, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.	72
Figura 15. Medias en la evaluación de lardo del follaje, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, <i>Paecilomyces lilacinus</i> , <i>Myrothecium verrucaria</i> y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo <i>Pisum sativum</i> L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah. México. 2022.	73

Figura 16. Medias en la evaluación del peso de la raíz, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022. 75

Figura 17. Medias en la evaluación del peso del follaje, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022. 76

Figura 18. Medias del índice de nodulación radicular, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022. 78

I. INTRODUCCIÓN

El chícharo, arveja o guisante (*Pisum sativum* L.) es una legumbre perteneciente a las Fabaceae, siendo esta una especie vegetal de importante valor para México, ya que ha constituido parte de la dieta del humano y animales, fuente de proteína para complementarse con los granos pequeños. Es apreciada como hortaliza, por su diversidad de formas para su consumo (Infoagro, 2016 y HYDROENV, 2020).

Como planta anual, se le considera un cultivo extensivo mundialmente. En Europa, se encuentra principalmente en Rusia, Francia, Ucrania, Reino Unido y Dinamarca; Asia, India y China; Norteamérica, Canadá y Estados Unidos; Sudamérica, Chile y en África, Etiopía (FAO, 2014).

De manera general, esta leguminosa en particular tiene una buena cantidad de proteína, debido a que la mayor parte del nitrógeno que contiene corresponde a proteínas (24%), siendo de gran importancia para la alimentación por sus contenidos de vitaminas A, C, B1, B9, fibra, aminoácidos y carbohidratos, al proporcionar una óptima energía (SADER, 2019).

México, de acuerdo al ranking de producción de chícharo a nivel mundial, se encuentra en el vigésimo segundo lugar (Infoagro, 2016). Siendo el Estado de México el mayor productor, donde se cultivan alrededor de 7,234 hectáreas distribuidas en las delegaciones regionales de Atlacomulco, Coatepec Harinas, Toluca, Texcoco, Tejupilco y Valle de Bravo (López y Guadarrama, 2016).

En el transcurso de desarrollo del cultivo de chícharo este es afectado por una gran variedad de organismos patógenos que reducen la productividad del cultivo y la calidad del fruto, las cuales dependen del ciclo agrícola en el que se establezca el cultivo. Presentado como principales plagas: pulgón verde de chícharo (*Acyrtosiphon pisum*), minador de la hoja (*Liriomyza huidobrensis*, *L. sativae*, *L. trifolii*), mosquita blanca (*Bemisia tabaci*, *B. argentifolii*, *Trialeurodes vaporariorum*), entre otras (UPEC, 2019). Por otro lado, dentro de las enfermedades se encuentran: marchitez o pudrición radicular (*Fusarium oxysporum* f. sp. *pisii*), antracnosis (*Colletotrichum pisi*), mildiu (*Peronospora viciae*), entre otras (Sepúlveda, 2017).

Entre los diversos organismos plaga habitantes del suelo, uno de los de mayores causantes de daño para los cultivos son los nematodos fitopatógenos, ya que establecen una relación con plantas hospederas. Los anteriores, ocasionan anualmente pérdidas estimadas que van del 12% al 20% en cultivos hortícolas con importancia económica en los Estados Unidos de América (Navarro, 2016).

Dentro de los primordiales nematodos que atacan el cultivo de chícharo se encuentran: el nematodo del tallo (*Ditylenchus dipsaci*), nematodo del quiste del guisante (*Heterodera goettingiana*) y el nematodo agallador (*Meloidogyne* spp.) (Sudhakar, 2012). Siendo el nematodo agallador el causante de los mayores daños en cultivo de importancia hortícola, encontrándose ampliamente distribuido en las diversas regiones del país y el mundo. Dicha especie, en la actualidad cuenta con alrededor de más de 80 especies descritas, las cuales provocan enfermedades en los cultivos e interrumpen absorción de agua y sales minerales

por la raíz y su transporte hacía el follaje. Entre las especies más típicas y económicamente importantes responsables del 90% del daño a los cultivos en el mundo incluyen: *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* y *M. hapla* (MAPA, 2021).

1.1. Objetivo

Estimar la eficiencia de la aplicación de diversos nematocidas biológicos en el cultivo de chícharo (*Pisum sativum* L.), para controlar al nematodo agallador *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood, cultivados en invernadero.

1.2. Hipótesis

La evaluación de nematocidas de origen biológico en chícharos (*Pisum sativum* L.) interrumpe la destrucción de raíces debido a la invasión de formas infectivas J2 del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*, en invernadero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen del chícharo

La procedencia del chícharo (*Pisum sativum* L.) no se encuentra determinada con precisión, ya que por una parte se han descubierto vestigios de sus usos que proceden de hallazgos de hace más de 10 mil años en Anatolia, Grecia, Irán y Palestina, siendo que probablemente esta especie sea originaria de regiones asiáticas, donde posteriormente se extendió a todo Europa (HYDROENV, 2020).

Sin embargo, otras fuentes reconocen 4 posibles centros de origen; el Abisinio (Etiopía), el Mediterráneo (Grecia, Líbano, Turquía, Yugoslavia), el Cercano Oriente (Cáucaso, Irak, Irán) y el Asia Central (noroeste de la India, Pakistán, Afganistán y Rusia) (López y Guadarrama, 2016).

Reporta Montoroy (1995) que el chícharo como planta cultivada, tuvo su origen en Etiopía y posteriormente se extendió hacia regiones Mediterráneas y más después a Asia y diferentes zonas templadas del mundo; y su presencia en el continente americano se debe a la llegada de los españoles.

2.2. Características generales

El chícharo, es una legumbre perteneciente a la familia Fabaceae, se caracterizan principalmente porque su fruto es en forma de una legumbre, formada por dos valvas que en su interior se encuentran las semillas (fruto); esta especie forma parte importante de la dieta del humano y los animales desde la prehistoria, siendo una fuente importante de proteína que se complementa con los granos pequeños (López y Guadarrama, 2016).

A esta leguminosa se le conoce también con el nombre de guisante o arveja; es considerada una hortaliza fina, puesto que es un producto de un alto consumo en fresco, congelado, enlatado y en grano seco. La planta completa (hojas y tallo) son utilizadas en fresco o de manera seca como alimento para ganado; de igual manera que otras leguminosas, como rastrojo fresco es excelente abono verde (López y Guadarrama, 2016 y Mera *et al.*, 2005).

2.3. Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

Subreino: Fanerógamas

División: Magnoliophyta (Angiospermas)

Clase: Magnoliopsida (Dicotiledóneas)

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae (Leguminosae)

Subfamilia: Faboideae

Género: *Pisum*

Especie: *Pisum sativum* L.

Fuente: Vilcapoma, 1991.

2.4. Características morfológicas del chícharo

Planta anual con germinación hipogea, con hábito de crecimiento determinado o indeterminado (Mera *et al.*, 2005).

2.4.1. Raíz

La raíz es de estructura fibrosa, encontrándose tres tipos de raíces: la raíz principal o pivotante que alcanza de los 50 a 100 cm de profundidad; a partir de esta raíz se desarrollan las raíces secundarias cuya profundidad puede ser semejante a la raíz pivotante, y de estas se origina una cobertura densa de raíces terciarias; en estas últimas con presencia de nudosidades producidas por bacterias radicales (Puga, 1992).

Este sistema radicular le permite a la planta el anclaje al suelo, pero además los pelos absorbentes realizan la absorción de sales minerales y agua, y pueden presentar nódulos bacterianos del género *Rizhobium*, para llevar a cabo la fijación de nitrógeno atmosférico aprovechable por la planta (Faiguenbaum, 1993 y Kraup, 2009).

2.4.2. Tallo

El chícharo exhibe un tallo débil, por lo cual variedades con altura y requieren un tutorado para guiarse. El tallo principal es hueco y delgado en la base, y se engrosa progresivamente en la parte superior; dependiendo de la precocidad del cultivo, puede producir de 6 a más de 20 nudos vegetativos; cultivares precoces pueden conformar de 6 a 8 nudos vegetativos. Por otro lado, los chícharos semitardíos producen de 12 a 14 nudos, los semiprecoces de 9 a 11 y los tardíos con 15 o más nudos (Anchivilca, 2018).

Este órgano crece en un patrón de zig – zag durante sus primeros estadios de desarrollo, es erecto después de la floración y posteriormente se postra por el

peso del follaje; la coloración de los tallos es verde o glauco, y su sección angular, hueca y glabra (Suasnabar *et al.*, 2021).

Los tallos se ramifican basalmente después de los primeros dos nudos, donde se desarrollan las brácteas tríficas. La cantidad de tallos secundarios (ramas), que forman a la planta dependerán principalmente de los aspectos genéticos, fertilidad del suelo, suministro de agua y la densidad poblacional (Camarena *et al.*, 2014).

2.4.3. Hojas

Son simples que se pueden confundir con hojas cotiledóneas de frijol, si bien, por tener el chícharo un tipo de germinación hipógea los cotiledones se mantienen bajo tierra, en los primeros dos nudos y en forma alterna, crece una hoja rudimentaria escamosa, llamada bráctea trífida. Posterior al tercer nudo, correspondiente al primer nudo real en la parte aérea, se desarrollan consecutivamente las hojas verdaderas; las cuales son alternas, compuestas y presentando de 2 a 6 folíolos ovalados con margen entero. Cada hoja está compuesta por un peciolo, raquis, de 1 – 3 pares de folíolos y de 1 – 5 zarcillos que le sirven para guiarse (Anchivilca, 2018).

2.4.4. Flores

Las flores son típicas de las papilionáceas y corresponden a una flor cleistogamia, constituida por cinco pétalos y cinco sépalos, pedúnculo hueco y delgado con longitud de 1.5 a 2 cm. Su origen es axilar, formando así una inflorescencia tipo racimo axilar con 2 o 3 flores (Suasnabar, 2021). De manera

estructural la flor de chícharo presenta las siguientes características: pedicelo, cáliz, corola, androceo y gineceo (Suasnabar *et al.*, 2021).

2.4.5. Inflorescencia

La inflorescencia a manera de un racimo axilar pedunculado, esta ubicada en la axila de la hoja de los nudos reproductivos, y se les ubica en forma alterna. La mayoría de las variedades tiene de dos a tres flores por racimo, sin embargo ciertas variedades comerciales presentan de cuatro a seis flores por racimo; los pedúnculos de los racimos suelen ser largos en los primeros nudos y se acortan en los nudos superiores (López y Guadarrama, 2016 y Galindo, 2020).

2.4.6. Fruto

El fruto a manera vaina puede tener una longitud de 5 a 10 centímetros de longitud y contiene de 4 a 10 semillas, de forma y color variable, según la variedad, las valvas de la vaina tienen pergamino; en las variedades que se come la vaina completa carece de pergamino (López y Guadarrama, 2016 y García, 2016).

En cuanto al tamaño de las vainas este suele ser muy variable, pequeñas (3 y 4.5 cm de longitud), medianas (4.5 a 6 cm), grandes (6 a 10 cm) y extra grandes (10 y 15 cm) (Infoagro, 2016 y López y Guadarrama, 2016). Camarena *et al.*, (2014) señalan que la vaina tiende a ser rugosa o lisa, de color variable como verde oscuro, verde blanquizco, verde claro, grisáceo o verde azulado.

La fructificación comienza con el crecimiento y desarrollo del fruto, posteriormente, llenado de semillas o grano, teniendo estos una ubicación en las

valvas de manera alterna a lo largo de la sutura placentar del fruto, terminando con una maduración de alrededor de 2 – 10 semillas por vaina (Suasnabar *et al.*, 2021).

2.5. Distribución geográfica

Como especie anual, *Pisum sativum* presenta un área de cultivo de gran extensión, distribuida por todo el mundo (Infoagro, 2016), pero principalmente en Dinamarca, Francia, Ucrania, Rusia, y el Reino Unido en Europa; India y China en Asia; Estados Unidos y Canadá en Norteamérica; Chile en Sudamérica; Etiopía en África y en Australia (FAO, 2014).

2.6. Variedades o especies cultivadas

Las variedades se pueden clasificar en: por su naturaleza de la superficie de la semilla en, lisas y arrugadas; por su ciclo vegetativo, precoces, intermedias y tardías; por su uso, para consumo en fresco, enlatado o seco también se puede clasificar por el tamaño del grano, dureza del tegumento y color de la semilla (Infoagro, 2016 y López y Guadarrama, 2016).

De tal manera que las variedades para consumo en fresco deben tener: grano de tamaño grande a mediana; de color verde, rico en azúcar (grano rugoso); la producción debe ser uniforme y de buena calidad. Siendo así las principales variedades utilizadas para la siembra en los estados productores del país son, Perfection 326, Rogger y Early perfection (ICAMEX, 2015 y López y Guadarrama, 2016).

2.7. Valor nutricional

En general, las leguminosas tienen una buena cantidad de proteína; pero en el caso particular del chícharo, la mayor parte del nitrógeno que contiene, corresponde a las proteínas (24%) (López y Guadarrama, 2016). Son importantes en la alimentación por su aporte de vitaminas A, C, B9, bajos en grasas, así mismo contienen vitamina B1, fibra y una cantidad importante de hidratos de carbono y aminoácidos, incluyendo lisina; para proporcionar una dosis óptima energía (HYDROENV, 2020).

Además, al poseer un alto nivel de nutrientes beneficia el crecimiento de los niños y jóvenes, ya que su consumo favorece y ayuda a mejorar las enfermedades del corazón, disminución del colesterol, control de los niveles de azúcar, anemia, fortalece los huesos, previene el cáncer de colon, favorece el tránsito intestinal, protege el sistema nervioso y mejora el estado de ánimo (Pineda, 2016 y SADER, 2019).

Cuadro 1. Composición nutritiva del chícharo por 100 g de producto comestible.

Componentes	Grano Fresco	Grano Seco
Agua	78%	10.64%
Proteínas	6.3 g	24.6%
Lípidos	0.4 g	1%
Hidratos de carbono	14.4 g	62.0 %
Fibra	2 mg	-
Cenizas	0.9 g	-
Vitamina A	640 UI	-
Vitamina B1 o Tiamina	0.35 mg	-

Vitamina B2 o Riboflavina	0.14 mg	-
Vitamina B3 o Niacina	76 mg	-
Vitamina C o Ac ascórbico	27 mg	-
Calcio	26 mg	0.084%
Potasio	316 mg	0.903%
Sodio	20 mg	0.104%
Fósforo	116 mg	0.400%
Hierro	1.9 mg	0.006 %
Valor Energético	84 Kcal/100 g	3.57 Kcal/100 g

Fuente: Noboa, 2010 y López y Guadarrama, 2016.

2.8. Importancia del cultivo de chícharo en el mundo

El chícharo al ser una leguminosa anual, que se siembra en gran extensión, es cultivado prácticamente en la mayor parte del mundo. Cada día adquiere una mayor importancia en la industria de la alimentación del humano y animales; en el consumo humano puede ser en estado fresco y en grano seco (López y Guadarrama, 2016 y D'Ambrosio *et al.*, 2018).

Esta fue una especie considerada importante en la historia del avance científico, pues Gregor Mendel, a mediados del siglo XIX, estableció los principios de la genética moderna, con la observación de las flores y el desarrollo de vainas del chícharo (FAO, 2018).

2.9. Importancia del chícharo en México

En el país, el chícharo es un cultivo importante debido a que ha formado parte de la dieta del mexicano, siendo este una de las más importantes fuentes de

proteína de origen vegetal, tanto en estado fresco (vaina) con un 6% de proteína; como en grano seco con un 24% de proteína (López y Guadarrama, 2016 y SADER, 2020).

De acuerdo con la SADER (2020), su importancia también radica en que representa un cultivo fundamental para los agricultores de pequeña y mediana escala en la mayor parte del país. El cultivo de chícharo, es una especie que se adapta muy bien, principalmente en zonas templadas; particularmente se adapta a diferentes alturas y condiciones ambientales, su ciclo corto en especial el cultivo para consumo en fresco permite sembrarse en diferentes fechas; siendo este una buena alternativa para la rotación de cultivos (López y Guadarrama, 2016 y Daza, 2017).

2.10. Superficie de siembra y producción en el mundo

Tanto la cosecha como la superficie sembrada de *Pisum sativum* L. en el mundo ha aumentado (figura 1) de forma significativa, ya que en el año 2016 donde fue que se registró un menor número en el área cosechada de 2.4 millones de hectáreas y con una producción de tan solo un poco más de 18.5 millones de toneladas; sin embargo, en el registro de datos del año 2020 existió un gran aumento a comparación de los años anteriores con una área cosechada de más de 2.5 millones de hectáreas con una producción casi 20 millones de toneladas (FAOSTAT, 2022).

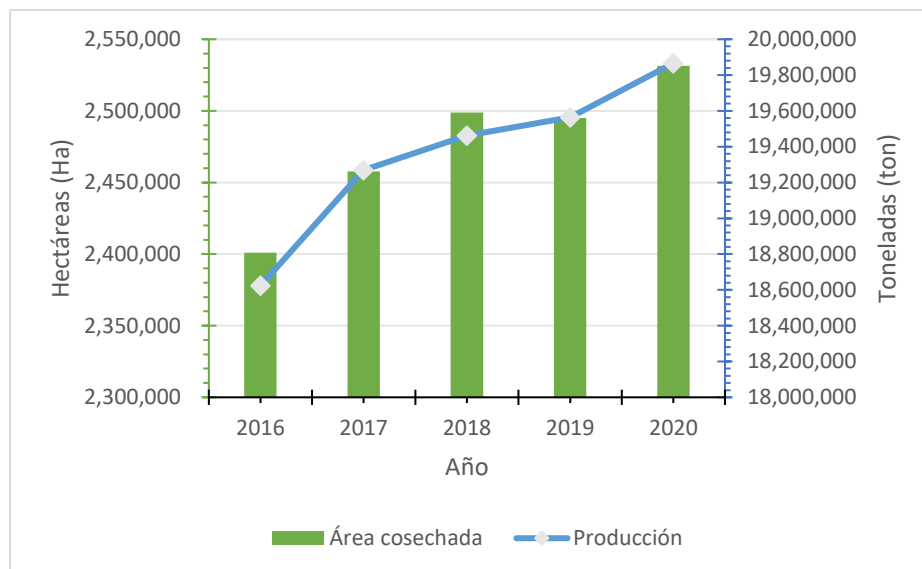


Figura 1. Área cosechada y producción de chícharo verde en el mundo, 2015 – 2020.

Fuente: FAOSTAT,2022.

La producción de chícharo a nivel mundial por región desde el año 2016 – 2020 se distribuye de la siguiente forma; en Asia se produce el 87.6% (16,957,468.4 ton), en Europa el 5.9% (1,149,075.2 ton), en América el 3.2% (615,998.4 ton), en África el 3% (585,800.4 ton) y en Oceanía solo el 0.3% (48,799.4 ton) (figura 2); por otro lado, dentro de los 10 principales países productores a nivel mundial (figura 3) en el año 2020 se encuentran, China Continental (11,250,366 ton), India (5,703,000 ton), Estados Unidos de América (279,336 ton), Francia (265,420 ton), Pakistán (218,638 ton), Argelia (209,409 ton), Irlanda del Norte y Reino Unido (169,022 ton), Egipto (153,233 ton), Perú (135,106 ton) y España (120,480 ton) (FAOSTAT, 2022).

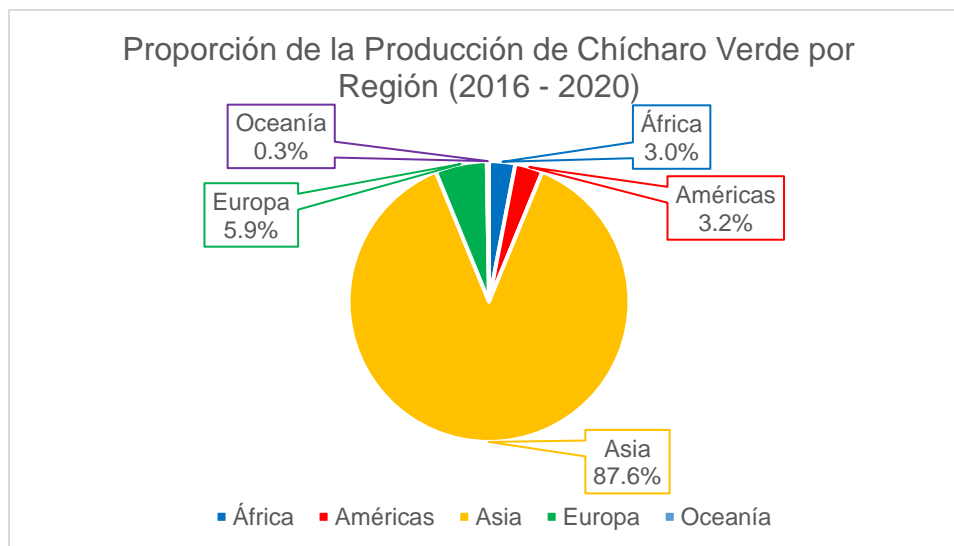


Figura 2. Proporción de la producción de chícharo verde por región, 2016 – 2022.

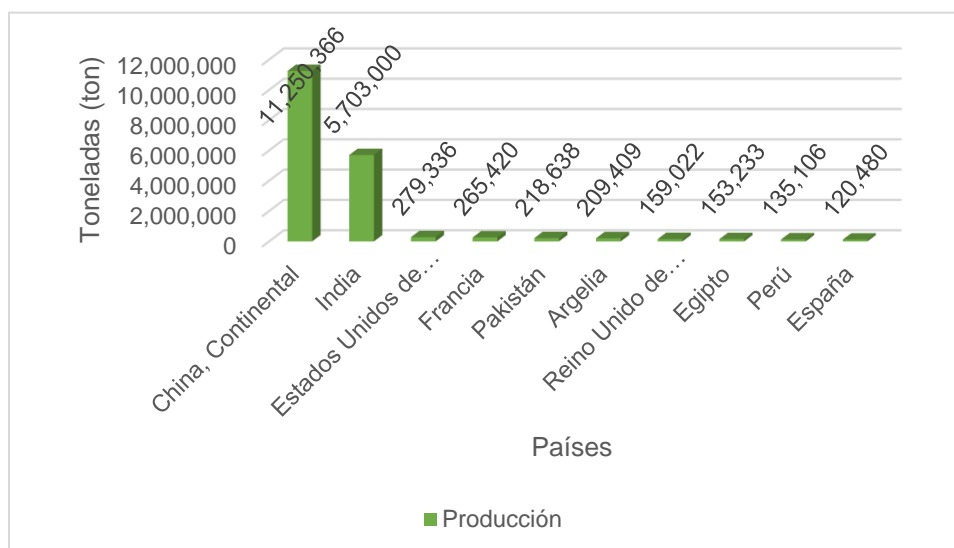


Figura 3. Los 10 productores principales de chícharos verdes en el mundo (2020).

Fuente: FAOSTAT, 2022.

2.11. Superficie sembrada y producción en México

México considera el cultivo de chícharo como uno de los más relevantes, al ser destinadas más de 12 mil hectáreas para su producción, las que se encuentran distribuidas a lo largo de toda la República Mexicana, la que produce

anualmente más de 66 mil toneladas de chícharos durante los meses de abril, mayo, septiembre y octubre época en la que se tiene la mayor producción de chícharos por medio de distintas técnicas de cultivo (HIDROPONÍA, 2017).

Los estados con mayor presencia de este cultivo domina el Estado de México, que ha se ha posicionado como el principal productor a nivel nacional produciendo más de 30 mil toneladas de chícharo, obtenidas en 4 mil hectáreas bajo condiciones de riego, y que se encuentran distribuidas en los municipios de Coatepec Harinas, Ocuilan, Toluca, Valle de Bravo y Villa de Allende; por otro lado, se encuentran también estados productores con una menor superficie de siembra de chícharo como lo es Puebla, que cuenta con alrededor de 3 mil hectáreas de temporal y 510 hectáreas de riego, de las que se adquieren poco más de 18 mil toneladas de producto por año (HIDROPONÍA, 2017 y SADER, 2020).

El resto de la producción nacional se obtiene en Baja California, Baja California Sur, Hidalgo, Michoacán Jalisco, Sinaloa, Sonora, Tlaxcala, Oaxaca y Veracruz, siendo los dos primeros los mayores productores de chícharo orgánico en el país con un total de 146 toneladas anuales (HIDROPONÍA, 2017).

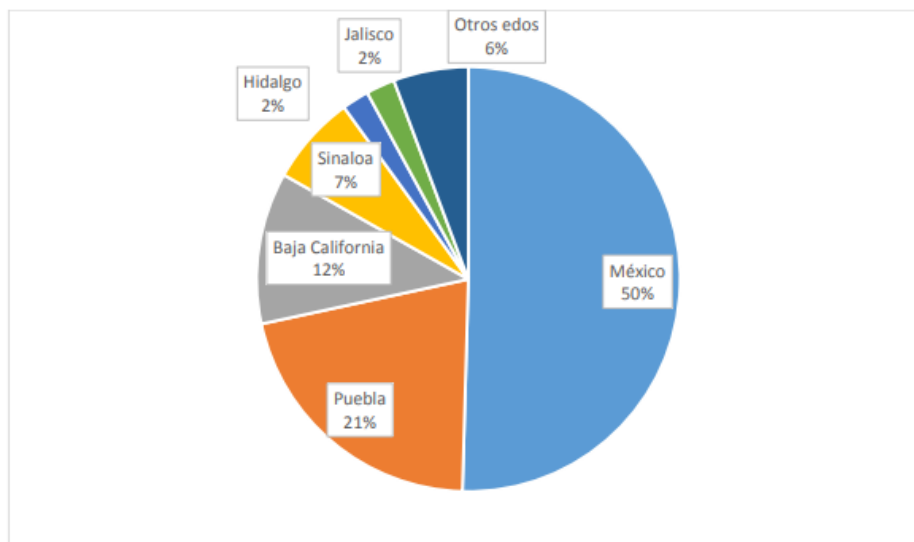


Figura 4. Participación de las entidades productoras de chícharo en México, 2016.

Fuente: Nepamuceno y Hernández, 2018.

2.12. Usos

2.12.1. Alimentación humana

Las leguminosas en general son muy importantes ya que son fuente de energía y otros nutrimentos como las proteínas vegetales y carbohidratos complejos. El chícharo es un producto que se debe incluir en la dieta, esto debido a su composición, es rica en minerales como el P y Fe, y vitaminas del complejo B, como la tiamina y riboflavina. Los granos de chícharo frescos se utilizan para preparar distintos y muy varios guisos, ya sean solos o en combinación con otros productos, también se utilizan en sopas y en ensaladas. Por otro lado, el grano seco se le utiliza para la elaboración de harinas, de sopas, etc. (ICAMEX, 2015 y López y Guadarrama, 2016).

2.12.2. Alimentación animal

La importancia del uso del chícharo como alimento para animales, es debido al buen contenido de proteína cruda de las semillas y partes vegetativas, su alta productividad y su adaptación a viarios ambientes. El grano de chícharo se usa como alimento en la engorda de ganado bovino incluyendo las vacas lecheras, cerdos, ovejas, pollos, conejos y últimamente en la alimentación de peces (salmones y truchas) (Servet y Ates, 2004).

2.12.3. En la medicina

Las propiedades medicinales del chícharo son varias, laxante, ligeros y antiácidos, por esta razón son recomendados en tratamientos contra la gastritis y la ulcera gastroduodenal. Esta leguminosa aumenta el volumen de las heces fecales y ayuda a regular las funciones de eliminación, por lo tanto, ayuda a reducir las posibilidades de padecer hemorroides, diverticulitis y cáncer de colon. La fermentación de la fibra y los carbohidratos complejos que contiene, por parte de la flora bacteriana, también producen sustancias útiles para ayudar a reducir el colesterol y prevenir el cáncer (SADER, 2019 y López y Guadarrama, 2016).

2.12.4. Artesanías

Principalmente en el país se elaboran y se comercializan las artesanías a base de semillas, en este tipo de productos también se utilizan semillas de chícharos (López y Guadarrama, 2016 y SADER, 2019).

2.13. Comercialización

La comercialización del producto, en su mayor parte de la producción obtenida se destina para abastecer la demanda de los consumidores

estadounidenses, principalmente del Estado de California; mientras que otro porcentaje es enviado a la Ciudad de México y el Estado de Jalisco. Se asegura que la producción y comercialización de chícharo dejó en el ciclo agrícola otoño – invierno 2021 – 2022, una derrama económica superior a los \$31.8 millones de pesos (SADER, 2021).

Por lo tanto, se estima que para ciclo agrícola otoño – invierno 2022 – 2023 un programado de siembra de 213 hectáreas, los que representa un incremento del 1.42% con respecto a su superficie sembrada y cosechada en el ciclo agrícola pasado (SADER, 2021).

2.14. Manejo del agronómico del cultivo

2.14.1. Clima

Se adapta adecuadamente a las zonas que tienen un clima templado – frío semihúmedo (López y Guadarrama, 2016 e Infoagro, 2016).

2.14.2. Altitud

La especie *Pisum sativum* L., se desarrolla bien en zonas que se ubican desde los 1000 hasta los 3,200 metros sobre el nivel del mar, el desarrollo óptimo se da entre los 1,800 y 2,600 metros sobre el nivel del mar (López y Guadarrama, 2016 y Jácome, 2015).

2.14.3. Temperatura

La planta se comporta muy bien en clima templado y templado – frío, con buena adaptación a periodos de bajas temperaturas durante la germinación y primeros estados de la planta, lo cual favorece su enraizamiento y macollaje. Su

periodo crítico a bajas temperaturas 5 o 7° C, por lo general ocurre a partir de la floración de las vainas; en tes condiciones pueden ocurrir daños por heladas de cierta intensidad. El desarrollo vegetativo tiene su óptimo crecimiento con temperaturas comprendidas entre los 16 y 20° C, estando el mínimo entre 6 y 10° C y el máximo en más de 35° C; si la temperatura es muy elevada la planta se desarrolla bastante mal, necesita ventilación y luminosidad para que desarrolle bien (Carapaz y Román, 2012).

2.14.4. Humedad

La planta de chícharo no se desarrolla bien en suelos con problemas de drenaje, en suelos arcillosos con problemas de encharcamiento se tiene con problemas en el sistema radicular o puede causar problemas con la pudrición de la semilla, el problema es mayor en las variedades de grano rugoso (López y Guadarrama, 2016).

El cultivo necesita una humedad de manera uniforme con valores que van de 800 a 1000 mm; teniendo una excelente adaptabilidad en suelos francos, con una óptima retención de humedad y precipitación pluvial de 400 mm anualmente. Al ser un limitante este elemento climático en los posteriores estados al establecimiento y antes de la etapa reproductiva la planta puede tener modificaciones morfológicas, que afectaría la formación de furtos y la producción de los granos (Suasnabar *et al.*, 2021).

Sin embargo, las zonas donde son escasas las precipitaciones, se debe suministrar agua por medio de un sistema de riego; ya que el cultivo necesita buen suministro de agua en la etapa de floración y desarrollo de frutos. Es importante

proporcionar riegos de manera frecuente pero ligeros, para el desarrollo de la planta; sin embargo, cabe resaltar que el estrés hídrico adelanta la senescencia del cultivo sin un adecuado llenado del grano, teniendo bajos rendimientos (Suasnabar *et al.*, 2021).

2.14.5. Suelo

El chícharo se cultiva en una gran variedad de suelos, desde los arenosos hasta los arcillosos, siempre y cuando estos tengan buen drenaje. El contenido de materia orgánica es importante en la formación de los nódulos fijadores de nitrógeno; el pH óptimo se ubica entre 5.5 y 6.5, el chícharo no tolera los suelos muy ácidos y con gran sensibilidad a la salinidad, el exceso de sales que se encuentran en el suelo provoca desequilibrios iónicos que producen acumulación de sodio por eso es importante realizar el análisis de los suelos para un buen establecimiento del cultivo (López y Guadarrama, 2016 y ICAMEX, 2015).

2.14.6. Luz

De acuerdo con Camarema *et al* (2014), la luminosidad es un recurso indispensable una vez que la planta emerge del suelo, ya que para una floración exitosa del cultivo es recomendable tener más de 9 horas de luz con suficiente intensidad. Por otro lado, variedades de enrame necesitan más horas luz que las variedades de enrame medio.

2.14.7. Humedad relativa

El chícharo prospera mejor en las zonas con una humedad relativa debajo del 75% dado que es una planta al ataque de enfermedades ocasionadas por

hongos y bacterias que se desarrollan en condiciones de humedad y temperaturas elevadas (Jácome, 2015).

2.14.8. Viento

Jácome (2015), menciona que las zonas con vientos fuertes y constantes son inadecuadas para este cultivo, ya que además de incidir en la reducción de la humedad del suelo; los vientos pueden causar daños físicos como la caída de las flores, rotura de tallos y disminución de rendimientos.

2.14.9. Nutrición

La nutrición de las plantas ayuda a aumentar la producción de grano en calidad y en cantidad, al influir en la elaboración de clorofila y en la producción de azúcares, lípidos, proteínas, ácidos nucleicos y otro tipo de compuestos, por esta razón la planta requiere de nutrimentos para un buen crecimiento y desarrollo. Sin embargo, para lograr buenos rendimientos en el cultivo de chícharo, es importante fertilizar, de preferencia colocar todo el fósforo y potasio en la siembra y un tercio de nitrógeno, el resto de nitrógeno se puede colocar al realizar la segunda escarda (López y Guadarrama, 2016 y Mera *et al.*, 2005).

Se recomienda emplear la fórmula 60 – 80 – 40; esta fórmula se puede obtener con 130 kilogramos de urea, con 174 kilogramos de superfosfato de calcio triple y 66 kilogramos de cloruro de potasio, se deben mezclar bien los fertilizantes poco antes de la siembra, procurando colocar la mezcla a chorrillo y en banda a 5 centímetros de separación de la semilla, sin embargo, esto puede variar de acuerdo a los estudios de suelo y demanda de la extracción nutrimental del cultivo (Cuadro 2). En caso de requerir aplicar insecticida granulado para el control de

plagas del suelo, este puede revolverse con la mezcla de fertilizante (Prieto y Salvagiotti, 2010 y López y Guadarrama, 2016).

Cuadro 2. Requerimientos nutricionales del chícharo.

Nutriente	Kg/ton producida	Nutriente	Kg/ton producida
Nitrógeno (N)	42	Magnesio (Mg)	4
Fósforo (P)	5	Azufre (S)	2
Potasio (K)	24		

Fuente: Prieto y Salvagiotti, 2010.

2.15. Problemas fitosanitarios del chícharo

2.15.1. Plagas asociadas al cultivo de chícharo

A lo largo del desarrollo del cultivo de chícharo desde su plantación, desarrollo vegetativo y reproductivo, es atacado por una gran variedad de plagas; las cuales le ocasionan daños de manera directa o indirecta. La presencia de las plagas es variable, ya que esto depende de acuerdo con el ciclo agrícola en el que se establezca el cultivo; comúnmente se registra mayor incidencia de insectos dañinos durante el ciclo P – V, al presentarse condiciones óptimas para el desarrollo de los insectos plaga, en cambio durante el ciclo O – I su incidencia es menor (UPEC, 2019).

2.15.2. Pulgón verde del chícharo (*Acyrtosiphon pisum* Harris) (Hemiptera: Aphididae)

El pulgón verde hiberna en estado huevo, posteriormente las ninfas comienzan a ser visibles al inicio de primavera, las cuales presentan cuatro instares llegando a medir entre estos de 0.9 – 2 mm; estas se desarrollan y dan lugar a hembras adultas sin alas que miden entre 2.3 – 2.7 mm y las aladas son

un poco más grandes entre 3 – 3.5 mm, las que por partenogénesis originan nuevos individuos. A partir de este momento aumentan las generaciones poblacionales considerablemente hasta octubre, siempre y cuando existan las condiciones favorables (AGROPRODUCTORES, 2019).

Los áfidos afectan las plantas ocasionando serios daños mediante cuatro principales vías: 1) succión de savia, 2) secreción de mielecilla en la superficie foliar, propiciando así un medio adecuado para el desarrollo de *Capnodium* sp., 3) secreción de toxinas salivales durante la alimentación que provocan inhibición en el crecimiento, marchitamiento, clorosis, enchinamiento del follaje, formación de agallas y defoliación, 4) actuar como transmisor de virus, dando origen a enfermedades letales para los cultivos (Palmer, 1952).

2.15.3. Minador de la hoja (Díptera: Agromyzidae: *Liriomyza*: *L. sativae*, *L. huidobrensis*, *L. trifolii* Blanchard)

De acuerdo con CABI (2021), los minadores del género *Liriomyza* son de apariencia pequeña con el área del escutelo central y partes amarillas en la cabaza, de aspecto negro y compacto con longitud corporal de 1.5 – 2.3 mm; las larvas son de tipo vermiforme de color crema o amarillo pálido.

Dicha especie causa daño en las plantas de dos formas, la primera se da cuando la hembra ovíparita perforando la superficie foliar y crear sitios de alimentación; la segunda lo producen las larvas, principalmente al formar las galerías o minas perforando la superficie inferior y superior de las hojas, dañando el mesófilo foliar, siendo estas minas de manera continua y de forma serpenteante (forma de “S”), que reducen la fotosíntesis de la planta y en casos extremos se

produce una defoliación que contrarresta el vigor, crecimiento y rendimiento de las plantas (DGSV – CNRF, 2020).

2.15.4. Mosquita blanca (*B. tabaci* Gennadius, *T. vaporariorum* Westwood, *B. argentifolii* Bellows y Perring,) (Hemiptera: Aleyrodidae)

Es un insecto que en su forma adulta mide de 1 – 1.2 mm de longitud, de cuerpo amarillo limón con blancas alas y presenta un aparato bucal picador – chupador; oviposita en la parte del envés de la hoja, los huevecillos blanquecinos que gradualmente se vuelven marrón; posterior a la eclosión atraviesan por cuatro estadios ninfales en donde su tamaño va de 0.2 – 0.7 mm según la etapa en desarrollo (DGSV – CNRF, 2020).

Ataca desde la primera etapa de desarrollo; los daños son causados por adultos y ninfas, que de manera directa es la succión de la savia, que reduce el vigor y afecta la productividad de la planta. Infestaciones altas presentan síntomas de amarillamiento y desecación en el follaje. De manera indirecta se produce desarrollo de fumagina en las secreciones mielosas del insecto, lo que interfiere la fotosíntesis de la planta; además, de la transmisión de virus (Gamarra *et al.*, 2016).

2.15.5. Gusano trozador (Lepidoptera: Noctuidae: *Agrotis*: *A. ípsilon* Hufnagel)

Lepidóptero conocido también como gusano grasiento, debido a que su tegumento es suave y lustroso como si estuviera cubierto de aceite; la larva tiene hábitos nocturnos mientras que en el día se mantiene inactiva resguardándose en

el suelo. La hembra oviposita los huevecillos, de forma globosa, en grupos de 100, esto puede ser en hojas de la planta, el suelo o en residuos de cosecha; la larva tiende a ser de un color gris – verdoso teniendo un periodo larval de 6 estadios entre los cuales pueden medir de 30 y 40 mm de longitud; posteriormente en el suelo forma una cámara pupal, el adulto al emerger es una palomilla de coloración gris y gris – marrón con alas posteriores blancas, de alrededor 25 mm de longitud (AGROPRODUCTORES, 2020).

El daño realizado al inicio del cultivo ocasiona la pérdida de la planta, debido a que la larva troza el tallo de la base alimentándose por lo general de casi toda la planta, pues estas llagan a consumir hasta 400 cm² del follaje durante su desarrollo. Por otro lado, en plantas más desarrolladas o adultas puede alimentarse tejidos jóvenes, raíces y follaje, al igual que también pueden llagar a roer el cuello de las plantas, provocando la caída de las mismas (Reyes, 2018).

2.15.6. Araña roja (Trombidiformes: Tetranychidae: *Tetranychus*: *T. urticae* Koch)

La araña roja atraviesa por los estadios: huevo, larva, ninfa (protoninfa y deuteroninfa) y adulto. Los adultos son transparentes de coloración verde – amarillento a marrón o rojo – anaranjado, de 0.5 mm de longitud, comúnmente de cuerpos ovalados con 2 marcas oscuras en los costados; los huevos son esféricos de un color claro a blanco, que se ubican en el envés del follaje sostenidos y protegidos por una telaraña, las larvas poseen 3 pares de patas y la ninfa 4, dichos estadios se distinguen por ser uno de un periodo activo (ninfa) y otro de

descanso (larva), su invernación se da en estado adulto (Koppert México, 2022 y Monroy, 2012).

La alimentación de la araña roja a través del envés de las hojas y tallos causa inicialmente puntos blancos, posteriormente causa clorosis gris o amarillenta de las hojas, y en severos casos defoliación y necrosis. Deformación foliar, oscurecimiento de pétalos, marchitamiento generalizado, enanismo, y reducción en la cantidad y calidad del fruto resultan síntomas adicionales; así mismo la producción de telarañas y heces que dejan a su paso reduciendo el valor estético de la planta y habilidad fotosintética (Casuso *et al.*, 2020).

2.16. Enfermedades que atacan el cultivo de chícharo

El chícharo durante su ciclo de desarrollo puede ser afectado por numerosas enfermedades causadas por diversos microorganismos fitopatógenos, tales como: hongos, bacterias, virus y nemátodos; la incidencia de éstas, depende de las condiciones climáticas y de la predisposición genética de la variedad. Estos patógenos pueden afectar el establecimiento del cultivo, disminuir el rendimiento y dañar la calidad y presentación comercial de la semilla (Cafati y Andrade, 1983 y Guerrero, 1989).

2.17. Enfermedades causadas por hongos

Las enfermedades causadas por hongos en chícharo pueden tener un ataque de carácter devastador o dar lugar a importantes reducciones del rendimiento del cultivo, dependiendo de la incidencia y severidad estos pueden ser uno de los principales factores limitantes en la producción y comercialización de los productos agrícolas (Jiménez y Montesinos, 2020 y Sepúlveda, 2017).

2.17.1. Marchitez o pudrición radicular (*Fusarium oxysporum* f. sp. *pisii* Snyder & Hansen) (Hipocreales: Nectriaceae)

Fusarium oxysporum es una de las de las especies más importantes del género *Fusarium*, esto debido a las pérdidas económicas que causa en los cultivos comerciales; está entre la especies más abundantes, cosmopolitas y complejas, pues tiene más de 100 formas especiales caracterizadas por su alta especificidad en las plantas hospedantes que ataca (CABI, 2021).

En agente causal de esta enfermedad puede invadir la planta de dos maneras, de forma activa a través de las raíces o pasivamente a través de los orificios de la zona callosa de esquejes jóvenes; después de su penetración el patógeno se desarrolla dentro del sistema vascular de la planta. Los vasos, especialmente el xilema son bloqueados y destruidos, de manera que el transporte de agua y nutrientes se dificulta, lo cual conduce al marchitamiento parcial de la planta. Externamente los síntomas comprenden decoloración de las hojas, sobre todo de un lado de la planta, donde el patógeno ha penetrado, las hojas se tornan amarillas y la parte superior de la planta se enrolla hacia abajo; posteriormente la planta se marchita totalmente, se amarilla y finalmente muere. Por otro lado, internamente se reconoce una pudrición rojiza al interior de los tejidos radiculares y en el tallo de la base por la acción de las toxinas que genera el hongo (Sañudo *et al.*, 2007 y López y Guadarrama, 2016).

2.17.2. Antracnosis (Glomerellales: Glomerellaceae: *Colletotrichum*: *C. pisii*)

La antracnosis es un patógeno muy destructivo, que causa la muerte de los tallos, que baja los rendimientos hasta un 20%. Se presenta en tallos, hojas y/o frutos, que aparecen como manchas de coloraciones oscuras y lesiones hundidas (Buitrago *et al.*, 2006 y Suasnabar *et al.*, 2021).

El follaje, presentan lesiones de 2 a 6 mm de diámetro, de coloración gris en centro y bordes cafés, en los frutos, las lesiones son de forma circulares hundidas (cóncavas), con una coloración central rojo claro y borde café rojizo, (Suasnabar *et al.*, 2021).

2.17.3. Mildiu (Peronosporales: Peronosporaceae: *Peronospora*: *P. viciae* Berk)

El ataque producido por *Peronospora viciae* agente causal del mildiu, es severo en el cultivo de chícharo debido a que este ataca y propaga con facilidad en tejidos tiernos, tales son hojas, flores, tallos y vainas ocasionando perdidas en el rendimiento; es un parasito obligado ya que solo puede crecer y reproducirse sobre una planta hospedera. Los órganos afectados muestran una esporulación del hongo (signo), en la parte superior de las hojas basales presentan manchas amarillas pálidas, por otro lado, en la parte inferior de estas hojas se manifiesta una tela grisácea formada por la esporulación del hongo; típicamente, causa marchitez y muerte de la planta (Rodríguez y Cordes, 2015). La sintomatología típicamente comienza en la 3^{ra} o 4^{ta} hoja avanzando progresivamente en la planta, (Velázquez, 2014).

2.17.4. Roya (Pucciniales: Pucciniaceae: *Uromyces*: *U. pisi – sativi* Liro)

Esta enfermedad puede atacar cualquier parte aérea de la planta, y puede ser desde el estado de plántula hasta la madurez de las plantas; cuando existen condiciones propicias para el desarrollo de hongo y se utilizan variedades susceptibles, puede dañar el 100% del follaje, como consecuencia los rendimientos se reducen considerablemente y la producción que se obtiene es de mala calidad (López y Guadarrama, 2016 y Barilli *et al.*, 2014).

Los principales síntomas tienden a ser en hojas, tallos y peciolo donde el patógeno produce puntos cloróticos ligeramente levantados de color blanco a crema; a medida en que la enfermedad avanza, provoca la ruptura de la epidermis y aparecen abundantes esporas de una coloración café oscuro, que se conocen como pústulas de la roya. Generalmente estas pústulas se encuentran rodeadas por un anillo clorótico, en variedades susceptibles las pústulas producen abundante esporulación ocurriendo así una necrosis, cuando el daño es ligero las hojas se secan y se produce una defoliación prematura, lo que ocasiona que los rendimientos bajen hasta un 40% (López y Guadarrama, 2016 y Barilli *et al.*, 2014).

2.18. Enfermedades bacterianas

Las bacterias fitopatógenas en el mundo causan muchas enfermedades, pero no tan frecuentes como los hongos o virus, y causando relativamente menores daños y pérdidas económicas (Vidaver y Lambrecht, 2004); en cambio para el chícharo existe una en específico.

2.18.1. Tizón bacteriano del chícharo (Pseudomonadales: Pseudomonadaceae: *Pseudomonas*: *P. syringae* pv. *pisii* Sackett)

La sintomatología se presenta con lesiones acuosas de color verde oscuro que extienden su tamaño hasta secar la hoja, las lesiones inician pequeñas, de forma redondeada o irregular, oscuras e hidrópicas, que se limitan por las nervaduras, dichas lesiones pueden producir exudados. En tallos se manifiestan cuarteaduras de coloración verde oscuro o pardo. Por otro lado, las flores y vainas jóvenes son destruidas y la semilla es cubierta de una secreción bacteriana. Así mismo, la bacteria entra en la planta por medio de los estomas y las heridas que llegan al sistema vascular y posteriormente marchitan la planta (Monroy, 2012).

2.19. Enfermedades causadas por virus

Los virus fitopatógenos son agentes infecciosos sumamente pequeños que causan enfermedades en los vegetales y pueden provocar grandes pérdidas en rendimiento y calidad de los cultivos; ya que todos los virus son parásitos obligados que dependen de sus hospederos para reproducirse (Intagri, 2017). Existen alrededor de 12 virus identificados que por naturaleza pueden causar infección en el cultivo de chícharo, estos con ARN como ácido nucleico (García, 1992).

2.19.1. Virus del mosaico del chícharo (PsbMV)

El (PsbMV) transmitido por semilla en el guisante es un patógeno viral económicamente dañino de los guisantes y las lentejas que puede causar pérdidas significantes en la productividad y calidad de los granos, especialmente cuando las infecciones ocurren antes o durante la floración (Wunsch *et al.*, 2014).

En los chícharos, PsbMV provoca retraso en el crecimiento, reducción de la longitud de los entrenudos y malformación y, a menudo, da como resultado la

formación de rosetas terminales malformadas. El virus puede retrasar la madurez de la planta, lo que lleva a una maduración desigual del cultivo, las hojas pueden mostrar aclaramiento e hinchazón de las nervaduras, un ligero enrollamiento de los márgenes de las hojas, clorosis y/o una decoloración moteada o en mosaico; las vainas a menudo se deforman y las semillas producidas a partir de plantas infectadas pueden exhibir una decoloración pronunciada, división de las cubiertas de las semillas, arrugamiento y tamaño reducido. Se transmite principalmente por semillas, aunque también puede difundirse a través de pulgones de forma no persistente (Wunsch *et al.*, 2014).

2.19.2. Virus del mosaico enanizante en guisante (PEMV)

Este virus se presenta predominantemente en climas templados; económicamente, PEMV se considera la enfermedad viral más importante en la producción comercial de guisantes y otras leguminosas. Las leguminosas anuales y perenes y las especies de malas hierbas sirven como reservorios de hibernación tanto para el virus como para su áfido vector (Skaf *et al.*, 1999).

El virus causa síntomas principalmente en las hojas donde se desarrollan pequeñas manchas amarillentas que gradualmente se vuelven blancas, creando una apariencia de ventana. La textura de la hoja se vuelve arrugada, con pequeñas grietas y ampollas evidentes en la parte inferior de la hoja los nuevos crecimientos se retuercen, como son las hojas pequeñas y los tallos pueden girarse hacia los lados, las vainas producidas son retorcidas y pequeñas. Al igual que otros virus el PEMV interfiere con la señalización genética dentro de la planta, las hojas que están distorsionadas por el virus no pueden funcionar normalmente,

por lo tanto, las plantas dejan de aumentar de tamaño y pueden producir racimos extraños de flores infértiles (GrowVeg, 2022).

2.20. Enfermedades causadas por nematodos

Los nematodos fitopatógenos son un grupo de organismos microscópicos que habitan el suelo y destruyen a las raíces o partes foliares de los diversos cultivos hortícolas, con frecuencia ocasiona serios daños que es imposible sostener una agricultura económicamente viable, sin el uso de las distintas formas de control (Talavera, 2003).

Las enfermedades en campo a causa de nematodos provocan hipertrofia e hiperplasia en el sistema radicular de las plantas, ocasionando necrosis y podrición de los tejidos, proliferación en raíces secundarias y escaso crecimiento radical; que en las plantas infectadas manifiesta marchitez, clorosis, achaparramiento y debilitamiento de las mismas. De manera general, las plantas dañadas por nematodos muestran pocas diferencias sintomatológicas en comparación a lo que ocurre en ataques por bacterias y hongos. Además, las lesiones ocasionadas por nematodos favorecen el ingreso de enfermedades fúngicas, virales y/o bacterianas; por dicha razón existen estimaciones que los nematodos fitopatógenos reducen mundialmente los rendimientos agrícolas entre un 12% y un 20% (FIAV, 2008 y Lezaun, 2016).

2.21. Historia de los nematodos

Son microorganismos con apariencia de hilo que están prácticamente en cada hábitat de la tierra, estos incorporan en el reino animal una de las especies más grandes; formando parte de los grupos mayormente numerosos, ya que se

logran encontrar alrededor de 20,000,000 individuos/m². En el siglo XVII se dio el comienzo de la Nematología por el invento del microscopio compuesto; realizando las primeras exploraciones de nematodos Petrus Borellus quien contemplo con asombro “pequeñas serpientes” en vinagre, primer nematodo de vida libre, conocido científicamente como *Turbatrix aceti* (Navarro, 2016).

John Needhan en 1743 descubrió el primer nematodo parásito de las plantas *Anguina tritici*, en granos de trigo encogidos y ennegrecidos, donde observó pequeños gusanos en forma de serpiente. Posteriormente en siglo XIX otros científicos realizaron grandes aportes en la ciencia de la nematología, en 1855 Berkley descubrió el primer nematodo agallador del género *Meloidogyne* sp., en raíces de pepino, Schmidt en 1871 describió el nematodo quístico *Heterodera schachtii* de la remolacha azucarera; además, en el año 1891 Ritzema – Bos descubrió por primera vez un nematodo foliar en fresa *Aphelenchoides fragariae*, y Leibscher en 1892 informó sobre el nematodo del quiste del guisante *Heterodera goettingiana*. Así mismo, en los 40 al hacerse mayores hallazgos de nematodos se comenzaron a analizar y conocer algunos como transmisores de virus para las plantas y con acciones sinérgicas con algunas bacterias y hongos fitopatógenos vinculados a complejos patogénicos en varios cultivos (Sudhakar, 2012 y Rivera, 2007).

2.22. Nematodos asociados al cultivo de chícharo

2.22.1. Nematodo del tallo (*Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev) (Tylenchida: Anguinidae)

El daño por este nematodo puede ocurrir en cualquier estado de desarrollo de la planta, cuando es al inicio del cultivo, el daño es más fuerte, las plántulas se hinchan y se deforman en los puntos de penetración; en etapas más avanzadas del cultivo, el crecimiento de la planta se reduce, se deforman las hojas y el llenado de las vainas es inadecuado. Otros de los síntomas más frecuentes por la infestación de *D. dipsaci* son el raquitismo, clorosis y entrenudos cortos de las plantas; así mismo, como la pudrición y la presencia de lesiones necróticas, las que se atribuyen a la entrada de bacterias y hongos fitopatógenos por el ataque del nematodo (IPPC, 2016 y Nombela *et al.*, 1985).

2.22.2. Nematodo del quiste del guisante (*Heterodera goettingiana* Liebscher) (Tylenchida: Heteroderidae)

Las plantas afectadas por este nematodo muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico, se vuelven amarillas, atrofiadas, con hojas pequeñas y tienden a morir de manera temprana antes de que las vainas estén llenas de guisantes. En general, la infestación inhibe la nodulación de las bacterias fijadoras de nitrógeno del género *Rhizobium* y los sistemas de raíces son más pequeños que los de sus contrapartes sanas. En el campo los ataques se manifiestan en manchones o parches de plantas atrofiadas y cloróticas, las cuales se agrandan en los años subsiguientes (CABI, 2020 y Bayer Crop Science, 2022).

2.22.3. Nematodo agallador (*Meloidogyne* spp.) (Tylenchida: Heteroderidae)

Es el género de nematodos de mayor importancia a nivel mundial, ya que afectan más de 3,000 especies de plantas y su infección se caracteriza por la

formación de agallas en la raíz de la planta infectada; así mismo, es económicamente importante por su gran capacidad de adaptabilidad a climas cálidos y fríos (Martínez *et al.*, 2019).

Los daños característicos de este nematodo, es la formación de las agallas daña los tejidos xilemáticos de la raíz, interfiriendo en la fluidez del agua y de los nutrientes, lo que trae como consecuencia que la planta tome un color amarillo, marchitez, el crecimiento es menor, en algunos casos se presenta en forma de enanismo y el rendimiento disminuye considerablemente y es de baja calidad. Las especies más típicas del nematodo agallador que están asociadas al chícharo son: *M. hapla* y *M. incognita* (López y Guadarrama, 2016 e ICAMEX, 2015).

2.23. Nematodos noduladores o agalladores

Normalmente los nematodos que promueven la creación de agallas radiculares en las plantas resultan de los más importantes y problemáticos en los cultivos hortícolas, dentro de los cuales se encuentran los géneros de *Meloidogyne* spp. y *Nacobbus* spp. (Cazares *et al.*, 2019). Los nematodos agalladores son endoparásitos sedentarios obligados que infectan a varias especies de plantas superiores, teniendo una distribución cosmopolita (Subbotin *et al.*, 2021), causan pérdidas importantes al agricultor reduciendo drásticamente la producción de cultivos de gran importancia económica para el sistema alimenticio de la población a nivel mundial. Al infectar las raíces principalmente jóvenes, las células adyacentes son estimuladas para dividirse y aumentar de tamaño, produciendo hinchazones conocidas también como agallas o nódulos, que impiden a la planta la absorción del agua y sales minerales, lo que conlleva a un menor

sistema radicular, enanismo, clorosis y marchitez (Ronald, 2014 y BIOCONTROL, 2020).

2.23.1. Ubicación taxonómica de *Meloidogyne incognita*

Ubicación taxonómica del nematodo agallador o nodulador.

Phylum: Nematoda

Clase: Secernentea

Subclase: Diplogasteria

Orden: Tylenchida

Suborden: Tylenchina

Superfamilia: Heteroderoidea

Familia: Heteroderidae

Subfamilia: Meloidogyninae

Género: *Meloidogyne*

Especie: *Meloidogyne*

incognita

(Cepeda, 2001).

2.23.2. Importancia del nematodo agallador

M. incognita es una plaga económicamente importante de las leguminosas alimenticias en los trópicos y subtrópicos. Poblaciones moderadas de 1000 nematodos por planta en experimentos de patogenicidad pueden reducir el

rendimiento de las vainas en un 27% y las poblaciones muy altas en el suelo de 10,000 por planta reducen el rendimiento de las vainas en un 87%. En parcelas de campo infestadas con *M. incognita* y tratadas con nematicidas, el rendimiento puede aumentar entre un 15 y un 33% (Reddy, 1976). En EE. UU. el nematodo agallador es una plaga grave ya que hay una reducción del 66% en el valor de la cosecha de leguminosas, principalmente de frijol, garbanzo y chícharo, en campos donde los nematodos no están controlados; el valor reducido de la cosecha es el resultado de una combinación de rodales de plantas reducidos y una producción promedio de vainas un 27% más baja por parte de las sobrevivientes (Smittle y Johnson, 1982).

2.23.3. Características generales del nematodo agallador

Presentan comúnmente 4 etapas juveniles entre huevo y adulto, con mudas que le permiten crecer en cada estado. Al primer instar juvenil (J1) se desarrolla en el interior del huevo, ocurriendo así la primera muda; posteriormente sale del huevo el segundo instar juvenil (J2) el cual constituye el estado infectivo. Mas tarde se presenta el tercer y cuarto instar juvenil (J3 y J4), para terminar, se transforma en adulto (Navarro, 2016).

Los juveniles (J2) tienden a ser de cuerpo vermiforme; es decir, en forma de gusano, migratorio, anillado y mide entre 250 y 600 μm de longitud; la estructura de la cabeza es como la de los machos, pero mucho más pequeña y con un marco cefálico débilmente esclerotizado; presenta el área labial sin constricción, es inmóvil, hinchado y de cola aguda; el J3 y J4 presentan la cutícula del segundo instar, con estilete libre (CABI, 2022 y UCDA, 2006). Larvas migratorias del 2^{do}

instar, constan con un estilete que mide alrededor de 10 μm de longitud, portando nódulos basales de forma redonda; el esófago consta de un procorpus, metacorpus con válvula, istmo y un bulbo basal; con la región labial definida, amfidios con abertura a modo de ranuras (Jenkins y Taylor, 1967).

El adulto macho y hembra exhiben dimorfismo sexual lo que significa que tiene una forma muy diferente, las hembras muestran cuerpos distendidos en forma de pera y los machos una morfología vermiforme. La hembra adulta sedentaria es de color blanco nacarado, con un cuerpo redondeado o en forma de pera y un cuello sobresaliente, a veces doblado; varían en cuanto a su longitud que va de 350 μm a 3 mm y un ancho máximo de 300 a 700 μm ; la anulación de la cutícula solo es visible en la región de la cabeza y el área posterior, donde se puede observar un patrón cuticular único característico o patrón perineal alrededor del perineo (región vulva-ano), sin en cambio la forma de este patrón puede variar y estar influenciada por factores de desarrollo (Vézina, 2016).

Por otro lado, los machos miden de 1.2 a 1.5 mm de longitud por 30 a 36 μm de diámetro, cabaza no desviada, capuchón distintivo sobre la parte superior de un gran anillo de la cabeza que puede dividirse en 1 – 3 anillos incompletos y más pequeños que aparecen con un contorno escalonado en una lateral, cuerpo claramente anulado, cono del estilete más largo que el eje, protuberancias del estilete prominentes que por lo general son más anchas que largas con márgenes anteriores planos y cóncavos. Poro excretor a nivel del extremo posterior del istmo con hemicónidos generalmente de 0 – 5 anillos anteriores, puede tener 1 o 2

testículos, cola redondeada sin rodeos y espículas ligeramente curvadas (CABI, 2022 y Vézina, 2016).

2.23.4. Ciclo de vida

Al igual que otros nematodos, *Meloidogyne incognita* tiene cuatro estadios juveniles y estadio adulto. Los huevos se depositan en masas gelatinosas y sobreviven en la superficie del suelo o en restos vegetales, produciendo la hembra 500 huevos en promedio; el J1 se desarrolla y muda a un J2 dentro del huevo antes de la eclosión, el J2 es vermiforme, móvil en la solución del suelo y dentro del sistema radical en la planta huésped, siendo así la etapa infectiva. El segundo estado del nematodo es atraído por una raíz huésped y entra en ella con todo su cuerpo, el nematodo migra dentro de la raíz hacia la corteza donde inyecta proteínas secretoras en las células del parénquima que hacen que se conviertan en un sitio de alimentación hecho de células gigantes multinucleadas (Crow, 2019); donde, al contener más material nuclear permite que la célula gigante produzca grandes cantidades de proteínas que luego el nematodo ingiere. Las células gigantes actúan también como sumideros de nutrientes, canalizando los nutrientes de las plantas hacia el nematodo que se alimenta; activado por las secreciones de las células de las glándulas esofágicas de los nematodos, se ha demostrado que un aumento en la producción de reguladores del crecimiento de las plantas desempeña un papel en este aumento en el tamaño y la división de las células, que así mismo da como resultado la formación de agallas (Mitkowski y Abawi, 2011).

La cabeza de *Meloidogyne* spp. generalmente se orienta hacia la base de la raíz y el cuerpo en dirección opuesta formando una caña, donde el nematodo se vuelve inmóvil y permanece en ese lugar alimentándose de las células gigantes. Posteriormente el J2 muda a un J3 hinchado, luego este a un J4 aún más hinchado, en el cual se puede ya identificar el sexo del nematodo. Finalmente, en la muda final el macho emerge de la raíz ya como adulto macho vermiforme, el cual vive libremente en el suelo; sin embargo, por otro lado, la hembra de la cuarta etapa larvaria (J4) continúa aumentando de grosor y un poco más de longitud para al final desarrollarse en una hembra adulta, la cual tiene forma de pera. Esta continúa hinchándose y ya sea fecundada o no por un macho; debido a que la mayoría de los nematodos agalladores se reproducen partenogenéticamente, forma huevecillos que deposita en una cubierta gelatinosa protectora para su desarrollo (Agrios, 2005 y Crow, 2019).

Sin embargo, en el ciclo de los nematodos agalladores influye la temperatura, siendo las óptimas de 15° - 25 °C en *M. hapla* entre otras especies y de 25° - 30 °C en *M. javanica* entre otras especies, presentando menor actividad en la especie que sea a temperaturas por encima de los 40 °C o bajo los 5 °C (UCDa, 2006). El ciclo de vida completo del nematodo agallador a temperatura continua de 28 °C varía alrededor de los 28 días y 85 días a 17 °C (cuadro 3) (Talavera *et al.*, 2014).

Así mismo pueden los nematodos sobrevivir en la rizosfera varios años sin consumir alimento de sus hospedantes, pudiéndose diseminar por medio del agua

de riego, partes vegetales, herramientas agrícolas y suelos contaminados de huevos y/o larvas (GD, 2016).

Cuadro 3. Duración del ciclo de vida de *Meloidogyne* en relación a la temperatura.

Temperatura (°C)	Duración del ciclo (días)
17	80
21	50
25	35
28	28

2.23.5. Daños y síntomas

La sintomatología ocasionada por nematodos en plantas hospedantes se clasifica en daños aéreos y subterráneos. En la parte aérea los síntomas se manifiestan como un retraso del crecimiento, marchitamiento, achaparramiento y amarillamiento. Por otro lado, en la parte subterránea se presenta una ramificación excesiva del sistema radicular (Ayoub, 1997).

Los nematodos en el suelo suelen distribuirse de manera natural por medio de agregados, por lo cual en los campos infectados se manifiestan focos de pobre crecimiento y/o amarillentos en machas irregulares o lineales en los cultivos. El ataque simultáneo de grandes cantidades de J2 al iniciar el cultivo provocan un atraso del crecimiento vegetativo en cultivares susceptibles, del que solo se rescatan infestaciones ligeras (Queensland Government, 2017).

Sin embargo, en la parte aérea los síntomas son inespecíficos que no permiten identificar la enfermedad por las similitudes que causan otros

patógenos del suelo y/o problemáticas nutricionales; plantas infectadas manifiestan una falta de vigor, marchitez en las horas más altas de sol, clorosis ascendente y muerte temprana. Aumentan los síntomas principalmente en la fructificación, debido a que el daño ocasionado por el nematodo en el sistema radical no le permiten suministrar agua y sales minerales que la planta necesita para el amarre y crecimiento de los frutos (MAPA, 2021).

Meloidogyne causa en el sistema radicular nódulos o agallas, síntoma propio para su identificación a nivel género. Las hinchazones radicales se manifiestan por la hipertrofia e hiperplasia celular del vegetal; las hinchazones radicales miden alrededor de 1 – 2.5 cm de grosor las cuales pueden causar pérdidas de rendimiento de alrededor de 30% por infestación directa y pérdidas indirectas debido a la predisposición o la ruptura de la resistencia a otras enfermedades de las raíces (Muimba, 2018). De acuerdo con Vicente (2012) en suelos arenosos los síntomas pueden ser más graves, así mismo menciona que los nematodos tienden a realizar asociaciones con otros patógenos formando complejos etiológicos, que causan pudrición y necrosis de los tejidos radicales, al igual que pueden actuar como transmisores de virus.

2.23.6. Especies de *Meloidogyne*

Son los nematodos fitopatógenos *Meloidogyne* con mayor importancia, por su amplia distribución debido a que actualmente cuenta con alrededor de más de 80 especies descritas, las cuales tienen la facilidad de causar enfermedad en las plantas de cultivo, ya que interrumpen la absorción de agua y nutrientes minerales por parte de la raíz y su traslocación al follaje. De naturaleza polífaga con una

amplia gama hospedantes en cultivos hortícolas; los especímenes más típicos, de importancia económica que ocasionan más del 90% de daño los cultivos hortícolas mundialmente son: *M. incognita*, *M. hapla*, *M. arenaria* y *M. javanica* (MAPA, 2021 y Eisenback *et al.*, 1983).

Aunque, continuamente aparecen nuevas especies relacionadas en este género, donde su variedad es mayor, ya que poseen la capacidad de romper la resistencia de los cultivos utilizados y reaccionan de manera diferente a los grupos químicos utilizados en campo, lo que dificulta el éxito de los métodos de control (Romero *et al.*, 2019).

2.23.7. Hospederos

Mundialmente, *Meloidogyne* posee una extensa gama de hospederos que comprende arriba de 5000 ejemplares de plantas, que representa casi todas las familias vegetales (Solano *et al.*, 2015). A nivel nacional, los cultivos hortícolas importantes que han sido afectados por dicho nematodo son: alfalfa, aguacate, amaranto, algodón, chícharo, cacahuate, cebolla, cafeto, calabaza, col, chile, durazno, frijol, fresa, guayabo, garbanzo, maíz, melón, manzano, papa, plátano, papaya, quelite, sandía, tomate, tabaco, vid, etc. (Cepeda, 1996).

2.24. Índice de agallamiento

De acuerdo con Barker (1985), existen varias escalas para medir el índice de agallamiento:

- a) El índice de 0 – 4 (Dónde: 0 = 0 agallas; 1 = 25%; 2 = 50%; 3 = 75% y 4 = 100% de raíces con agallas).

- b) El índice de 0 – 5 (Dónde: 0 = 0 agallas; 1 = 25%; 2 = 50%; 3 = 75% y 4 = 100% de raíces con agallas).
- c) El índice de 1 – 6 (Dónde: 1 = 0 agallas; 2 = 10%; 3 = 20%; 4 = 50%; 5 = 80% y 6 = 100% del sistema radicular con agallas).
- d) El índice de 0 – 10 (Dónde: 0 = 0 agallas; 1 = 10%; 2 = 20%; 3 = 30%; 4 = 40%; 5 = 50%; 6 = 60%; 7 = 70%; 8 = 80%; 9 = 90% y 10 = 100% del sistema radicular con agallas).

Así mismo, se evalúa con otro índice de nodulación en escala de 1 – 5, sustentado en el número de nódulos por sistema radicular y diámetro del nódulo:

Sin nódulos o escasos nódulos con un promedio de diámetro de nodulación menores de 1 mm = **1**

Escasos nódulos, con un promedio de diámetro de nodulación entre 1 y 2 mm = **2**

Los nódulos en su mayoría no están unidos, con un diámetro promedio entre 2 y 3 mm = **3**

Nódulos numerosos y unidos, con un diámetro promedio entre nódulos entre 3 y 4 mm = **4**

Nódulos numerosos y unidos, con un diámetro promedio de nodulación mayores de 4 mm = **5** (Maluf *et al.*, 2002).

2.25. Manejo integrado de nematodos

El MIN fue definido por Bird (1981) como la interacción de la investigación, desarrollo, transferencia de tecnología e implementación necesaria para integrar

uno o más procedimientos de control para manejar una o más especies de nematodos, basándose en disminuir la cantidad de nematodos para bajar el daño hacia los cultivos (Sikora *et al.*, 2021). El manejo hace el uso un sin fin de actividades y estrategias que su objetivo principal es controlar y exista una relación de especímenes y se logre así la erradicación total de la plaga; buscando siempre un equilibrio con el ambiente. En dicho manejo se usa información actualizada y precisa del ciclo biológico del nematodo e interacciones en el medio ambiente; con base a esto se coordinan, ordenan y organizan las actividades que se implementaran para impugnar la plaga (Navarro, 2016).

2.26. Técnicas o prácticas de control

Se puede llevar a cabo impidiendo la infestación, erradicando las poblaciones o reduciendo sus efectos. Generalmente resulta difícil y costoso el control total; por lo tanto, resulta ideal y económicamente viable tener la capacidad de pronosticar su importancia en un cultivo en específico y con determinadas condiciones ambientales. Las técnicas o prácticas de control tienden a ser físicas, químicas, biológicas, culturales, legales o genéticas. Sin embargo, para decidir el tipo de técnicas o prácticas más adecuadas más adecuadas a utilizar en cada caso, se necesita valorar el problema, estipular el nematodo patógeno, conocer su densidad y biología así mismo su interacción con el cultivo (Maria, 2002).

2.26.1. Cultural

Labores que están orientadas a interrumpir la relación existente entre la plaga y el cultivo, evitando que la plaga disponga de un ambiente favorable para sobrevivir, completar su desarrollo y seguir reproduciéndose (Jiménez, 2009).

Prácticas culturales tales como son barbechos profundos, uso de abonos orgánicos, inundaciones, cultivos de cobertura y rotación, cultivos trampa, biofumigación, cultivares resistentes e injertos, que reducen satisfactoriamente las poblaciones de nematodos fitoparásitos. De manera general estas prácticas suscitan condiciones desfavorables para los nematodos, por lo tanto su capacidad de sobrevivir, reproducirse y causar enfermedad es menor (Cepeda, 1996 y Lezaun, 2016).

2.26.2. Barbecho

Para los nematodos son necesarias determinadas condiciones de temperatura, humedad y hospederos para lograr desarrollarse y multiplicarse, por dicha razón, como una estrategia de manejo, se recomienda hacer un barbecho de manera profunda de al menos 45 cm, esta debido a que dicho fitopatógenos viven comúnmente en la superficie del suelo, generalmente en los primeros 30 cm, de esta manera labores mecánicas como subsoleo o barbecho principalmente en épocas secas y calurosas del año producen la muerte de huevos y larvas de nematodos mediante deshidratación, ya que están expuestos al aire, sol y sin existencia de raíces para su multiplicación (Navarro, 2016). Talavera (2003) menciona que un barbecho preciso de 1 – 2 años reducirá generalmente las poblaciones de nematodos de un 80 – 90%.

2.26.3. Inundación

Las inundaciones en ciclos de 2 – 3 semanas ayudan a disminuir los nematodos, ya que promueven condiciones anaeróbicas en el suelo y resultan en la muerte de muchas especies de nematodos. Esta práctica también requiere un

abundante suministro de agua y el campo debe estar nivelado para evitar costosos problemas de ingeniería. En campos con inundaciones la materia orgánica se descompone con mayor facilidad desarrollando sustancias letales, como propiónico, ácido butírico y el sulfuro de hidrógeno, los cuales actúan como nematocidas (UF/IFAS, 2008 y UCDA, 2020).

2.26.4. Solarización

La solarización del suelo es una técnica de control eficaz en zonas con radiación solar alta, donde se alcancen temperaturas elevadas durante por lo menos dos meses al año. Esta técnica se establece y lleva a cabo con láminas de polietileno transparente parcialmente delgadas con las que se cubre el suelo, en un marco de 6 – 12 semanas sometiendo el suelo a temperaturas letales para los nematodos y demás patógenos. La temperatura en el suelo se incrementa por la captación de radiación solar en los paneles de polietileno; donde, el suelo debe tener un alto contenido de humedad para incrementar la susceptibilidad de las plagas en el suelo y conductividad térmica del mismo (UCDA, 2006 y Maria, 2002).

2.26.5. Rotación de cultivos

Es la técnica de control más utilizada en la agricultura, siendo la que mejores resultados ha demostrado para el control de nematodos. Dicha técnica se trata de la siembra de plantas no hospederas de patógenos que afecten el cultivo de interés por un tiempo determinado; que su propósito es reducir las poblaciones de nematodos. Así mismo esta práctica enriquece las propiedades físico – químicas del suelo y rompe el ciclo de plagas y enfermedades que dañan los cultivos (Santiago, 2006 y Maria, 2002).

2.26.6. Variedades resistentes

En cultivos anuales, así como perenes el uso de variedades resistentes integra una técnica ideal disminuir las poblaciones de nematodos por las razones consiguientes: pueden impedir su reproducción por completo, permiten acortar tiempos de rotación por lo que optimizan el uso de suelo, no generan residuos tóxicos, no requieren de equipos ni especiales técnicas y lo más importante, no generan costos adicionales para el productor (Maria, 2002).

2.26.7. Tratamiento a la semilla

Esta técnica provee protección en las etapas críticas de germinación y establecimiento del cultivo cuando las semillas y plántulas de recién emergencia no poseen la capacidad de protegerse por sí solas en contra de patógenos y plagas. Este tratamiento es una herramienta eficaz que reside en la aplicación de organismos de origen biológico e ingredientes químicos en la semilla para repeler, eliminar o controlar las consecuencias negativas por insectos, enfermedades, nematodos y otras plagas que afectan el cultivo. Entre las tecnologías aplicadas están, inoculantes, micronutrientes, herbicidas, reguladores del crecimiento, colorantes y polímeros (SAA, 2015). Así mismo abamectina de manera activa posee un excelente potencial de tratamiento a la semilla, siendo un componente estrategia para el “MIN” (Driver y Louws, 2006).

2.26.8. Control biológico

En este tipo de control para manejar las plagas se utilizan organismos vivos; los organismos de control biológico que se utilizan para nematodos generan sustancias químicas perjudiciales o los parasitan directamente. El uso de

organismos antagonistas en el área de siembra antes o durante el cultivo pueden ser utilizados para prevenir la infección de nematodos. Los cuales incluyen bacterias como *Bacillus thuringiensis* y *Pasteuria penetrans* y hongos como *Pochonia chalmydosporia*, *Paecilomyces lilacinus*, *Catenaria* spp., *Hirsutella rhossiliensis* etc. (Talavera *et al.*, 2014 y Grabau *et al.*, 2022).

Al igual, existen organismos de protección biológica como los hongos micorrícicos que hacen difícil la penetración, desarrollo y reproducción de los nematodos en el sistema radicular; así mismo como bacterias (*Bacillus*, *Pseudomonas*, entre otras) inductoras de resistencia sistémica (Silva *et al.*, 2017).

Los nematodos agalladores son un problema grave para la producción de alimentos en todo el mundo, ocasionando graves afectaciones que conllevan grandes pérdidas de rendimiento. Para el control de *Meloidogyne* se ha llevado a cabo mediante el uso de nematicidas de origen químico; sin embargo, con este se han provocado daños al ambiente y la salud humana, por dicha razón el control biológico se está convirtiendo en una alternativa importante (Kalele *et al.*, 2010).

2.26.9. Control químico

Es la técnica de control mayormente utilizada, en especial cuando las prácticas agronómicas no disminuyen o suprimen la problemática nematológica lo suficiente que le permita al productor seguir cultivando dicho huésped con frecuencia y le resulte rentable económicamente (Maria, 2002).

Son utilizados nematicidas, fumigantes y no fumigantes; donde, los fumigantes nematicidas son compuestos que actúan mayormente en la base

gaseosa del suelo, exterminando la mayor parte de los organismos vivos, resultan fitotóxicos con efectos irreversibles por lo cual tiene que aplicarse en pre – plantación, como una inyección de gas o productos precursores, que por su descomposición producen gas. Por otro lado, los no fumigantes mayormente son organofosforados y carbamatos que atacan el sistema nervioso del nematodo inhibiendo su alimentación; no resultan ser fitotóxicos, por lo tanto, se pueden aplicar una vez ya establecido el cultivo, no suprimen totalmente las poblaciones de nematodos, sino que solo las mantienen al margen (Lezaun, 2016).

Aunque sigue siendo la técnica de control nematológico que resulta más eficaz, la mayor parte de los productos químicos usados como nematicidas, siendo fumigantes o no (granulares y emulsiones) demuestran riesgos para el medio ambiente, de manera que su uso debe ser limitado siempre y cuando existan alternativas. Además, la economía de producción no permite en la mayoría de las circunstancias un retorno suficiente de la inversión que justifique el uso de productos químicos (Talavera *et al.*, 2014).

2.27. Nematicidas utilizados en el estudio

2.27.1. *Azadirachta indica* A. Juss. – Extracto de Neem

Azadirachta indica es una especie vegetal que pertenece a las Meliaceae, con actividades biológicas de amplio uso agrícola para manejo de plagas como: insectos, ácaros, bacterias, hongos y nematodos (Santana *et al.*, 2016). Estudios e investigaciones de extractos de plantas autóctonas y productos del neem, han demostrado que algunos de estos resultan ser efectivos contra insectos y nematodos, teniendo ya en el mercado formulaciones disponibles (Sharma, 2000).

El extracto de neem tiene identificados aproximadamente 18 compuestos, de los cuales destaca la azadirachtina, encontrándose esta en mayor concentración. Demuestra acciones anti alimentarias, reguladoras del crecimiento, inhibidoras de la ovoposición y esterilizantes. Los extractos de neem, no ocasionan resistencia en plagas, debido a la mezcla compleja de ingredientes activos que impide que adquieran inmunidad (Zuñiga, 2011 y Norten, 1999).

Existen numerosas investigaciones donde se ha demostrado el poder nematocida de varias partes que tiene el árbol de neem cuando son incorporados al suelo o tratamiento de semilla. Los efectos que tienen los extractos a base de neem sobre el nematodo se deben a que dentro de ellos se encuentran compuestos limonoides y fracciones de aceites que causan mortalidad de *Meloidogyne incognita* y la inhibición de la eclosión de huevecillos; siendo los componentes nematocíticos las azadiractinas que son expuestas con la volatilización, exudación y descomposición cuando son incorporados al suelo. El modo de acción de este compuesto es muy complejo y su mecanismo de acción sobre el nematodo está siendo ampliamente investigado; sin embargo, en la actualidad números estudio ha demostrado su actividad antialimentaria, inhibición de crecimiento e inhibición de oviposición (Zazueta, 2007 y Cristancho, 2020).

2.27.2. Abamectina

Las abamectinas, son activos que actúan sobre insectos, ácaros y nematodos, dichos compuestos han sido aislados de la fermentación de *Streptomyces avermitilis* (actinobacteria), siendo este un plaguicida biológico que tiene alta actividad nematocida para controlar diversos nematodos fitoparásitos,

que puede ser aplicado mediante pulverización o directamente al suelo. *S. avermitilis* genera lactones macrocíclicos denominados avermectinas, consideradas con mayor potencia de compuestos nematocidas (Faske y Starr, 2007 y Cabrera *et al.*, 2013).

Los lactones de metabolitos macrocíclicos causan parálisis irreversible en los nematodos; las avermectinas están conformadas por 8 elementos diferentes que se denominan A1a, A1b, A2a, A2b, B1a, B1b, B2a y B2b. La manera de actuar de estos compuestos es mediante el bloqueando del neurotransmisor ácido Gama – aminobutírico (GABA) en la unión neuromuscular de los insectos, ácaros y nematodos, disminuyendo o frenando los impulsos nerviosos necesarios de los músculos; entonces, la plaga se paraliza, se inhibe la alimentación y de 2 – 4 días esta muere (Pérez *et al.*, 2018).

2.27.3. Abamectina + Neem – Abaneem® 180

Abaneem: mezcla 80% de Avermectin B1a (5,0 desmetilarvermectin A1a) y un máximo de 20% propil – 25 (1 – metilato) Avermectina A1a 1.8%. Equivalente a 18g de i. a/L Aceite de neem (*A. indica*) 10.0%, emulsificante y condicionadores 88.2%. Abaneem® 180 es una formulación a base de abamectina y aceite de neem remendada para manejar diversos insectos y ácaros, así mismo se ha utilizado como control de nematodos principalmente *M. incognita*, en cultivos hortícolas como: tomate, chile, pepino, melón y sandía (PROANSA, 2017).

Demuestra una alta eficiencia de sinergismo entre sus activos, tiene un efecto neurotóxico que estimula la liberación de GAMA inhibidor de la neurotransmisión causando parálisis en los insectos y ácaros, acción

antialimentaria y repelente que retarda las reinfestaciones. Con modo de acción por contacto e ingestión, de efecto translaminar que penetra rápidamente la cutícula del tejido vegetal, previniendo el lavado por lluvia y brindando un prolongado periodo de control (PROANSA, 2017). En pruebas de invernadero *M. incognita* a dosis de 72.5 – 108.86 gr de abamectina/acre, resultaron ser cerca de 10 – 30 veces más potentes que los nematicidas de contacto (Becker, 2011).

2.27.4. *Paecilomyces lilacinus*

Resulta ser de las especies de hongos mayormente estudiadas para el control de *M. incognita*, *P. lilacinus* habita el suelo de manera natural y ha mostrado la capacidad que este tiene de regular las poblaciones de nematodos a menores niveles para evitar daños al cultivo y en otros casos se ha utilizado como estimulador en el desarrollo de las plantas (Fernández *et al.*, 2016). Así mismo, *P. lilacinus* ha resultado efectivo para géneros como *Pratylenchus*, *Meloidogyne* y *Radopholus*, en sus distintas especies económicamente importantes; esto debido a su capacidad de adaptarse a los distintos tipos de suelo y potencial parasítico (Jatala y Kaltenbach, 1980).

P. lilacinus logra sobrevivir un año por lo menos en el suelo, desarrollándose a altas temperaturas que van de los 20 – 30 °C y a amplios niveles de acidez de suelo, de tal manera que pudiese ser un importante factor en condiciones de climas tropicales, donde los nematodos agalladores son comunes (Monzón *et al.*, 2009).

El hongo actúa principalmente parasitando los huevos del nematodo, así como juveniles y adultos. Al entrar en contacto las esporas del hongo con los

nematodos inicia el proceso de infección puesto que encuentran las condiciones favorables para iniciar el proceso de germinación, dichas esporas generan enzimas que deshacen la cutícula y penetran al interior del nematodo. Al ingresar el hongo se reproduce rápidamente produciendo metabolitos tóxicos que envenenan el nematodo, ocasionándole vacuolizaciones, deformaciones y pérdida de movimiento, hasta causarle la muerte. Las toxinas producidas por *Paecilomyces* afectan el sistema nervioso y deforman el estilete de los nematodos que logran sobrevivir, lo cual reduce el daño y sus poblaciones (PERKINS, 2018).

De acuerdo a los resultados de diversas investigaciones, es recomendable comenzar con el control antes de la infestación de nematodos y de esta manera el hongo colonice la rizosfera (Vargas *et al.*, 2015).

2.27.5. *Paecilomyces lilacinus* (CHIMAL® 6.53 PH)

CHIMAL® 6.53 PH es un nematicida biológico, formulado por el hongo *Paecilomyces lilacinus*, el cual genera sustancias que actúan sobre los huevecillos y larvas de los nematodos; tales les provocan alteraciones morfológicas, deformaciones y pérdida de movimiento (Grupo Versa, 2018).

Contiene esporas que entran en contacto con el cuerpo del nematodo, fijándose de manera externa en la pared del cuerpo, posteriormente germinan y producen estructuras especializadas por las cuales penetran en el cuerpo del nematodo. Internamente el producto toma se alimenta del nematodo y se reproduce en grandes cantidades invadiendo totalmente el cuerpo del mismo, ocasionándole una enfermedad que finalmente lo lleva a la muerte. En condiciones propicias de humedad, puesto a la invasión, las estructuras de

CHIMAL® 6.53 PH salen del cuerpo del nematodo y sobre el mismo se generan nuevas conidias que pueden atacar a otros nematodos (Agroquímicos Versa, 2021).

El producto es utilizado principalmente para controlar el nematodo agallador (*Meloidogyne* sp.) en los cultivos como berenjena, chile, jitomate, papa, tabaco, papaya, piña, arándano, frambuesa, fresa, zarzamora, col, coliflor, brócoli, zanahoria y banano a una dosis de 250 – 500 g/ha, también usado para el control del género *Pratylenchus* sp. en crisantemo, girasol, gerbera; y en banano para el control de *Helicotylenchus* sp. y *Radopholus similis* a la misma dosis (Agroquímicos Versa, 2021).

2.27.6. *Myrothecium verrucaria*

M. verrucaria es un hongo biocontrolador de nematodos parásitos, especialmente de géneros *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Pratylenchus*, *Tylenchulus* y otros; se encuentra de manera natural en los suelos. En la zona radicular sus esporas germinan y desarrolla el micelio liberando micotoxinas denominadas verrucaria, roridina, entre otros metabolitos, los cuales son responsables de la acción antimicrobiana y que suprimen los nematodos parásitos. Además de controlar la acción negativa que producen los nematodos mejora el desarrollo de las plantas (Mendoza, 2021).

Un estudio realizado para el control de *M. incognita* se caracterizó el parasitismo de *M. verrucaria* en las etapas de huevos, J2 y hembras adultas, donde, el hongo produjo conidias que germinaron e invadieron en 80 h después de estar en contacto con los huevos, provocando el encogimiento y depresión de la

cáscara del huevo y blastocolisis del embrión. Así mismo, atacó a los juveniles de la segunda etapa al producir redes superficiales de hifas en desarrollo sobre la pared del cuerpo del nematodo; por otro lado, en las hembras adultas produjo densas redes de hifas sobre la pared del cuerpo del nematodo en 120 h. Los resultados en dicho estudio fueron satisfactorios ya que tuvo efectos letales, es decir, una mortalidad del 22% al 71% contra el nematodo agallador J2 a concentraciones tan bajas como 3.1×10^7 conidios/ml y con un tiempo de tratamiento incubación de 24 h; por lo tanto, este estudio demuestra que *M. verrucaria* puede ser un agente de biocontrol potencial para el manejo de *M. incognita* (Dong *et al.*, 2015).

Sin embargo, se ha demostrado que *Myrothecium verrucaria* también es conocido por su virulencia contra numerosas especies de plantas de malezas y es potencialmente útil como bioherbicida. La pulverización de preparados de extracto de *M. verrucaria* ha demostrado su patogenicidad frente a las diferentes plantas exóticas y especies de malas hierbas pertenecientes a diferentes familias de plantas como Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, entre otras; que afectan los campos comerciales (Elkhateeb y Daba, 2019).

2.27.7. *Myrothecium verrucaria* (DiTera DF[®] 90.0)

DiTera DF[®] es un nematicida biológico, proveniente de la fermentación del hongo *Myrothecium verrucaria*, cuyos solidos secos y solubles tienen acción nematicida; controlando nematodos endoparásitos sedentarios, ectoparásitos y endoparásitos migratorios. El hongo está muerto ya que es sometido a

tratamientos a altas temperaturas, evitando así cualquier fitotoxicidad en las plantas tratadas (Valent, 2021).

Se conocen 3 formas de acción: parálisis muscular de manera irreversible que produce la muerte, desorientación ya que afecta los órganos sensoriales que le dificultan su apareamiento y alimentación, y así mismo la prevención de la eclosión de huevos al estropear la permeabilidad de la membrana (Valent, 2021).

El uso de DiTera DF[®] puede alterar a la rizosfera de las plantas, al mejorar las poblaciones de microbios beneficiosos, reduce la susceptibilidad de las raíces a infecciones secundarias y aumenta la capacidad de retención de agua del suelo. Las raíces son más eficientes y se mejora la absorción de nutrientes, demostrando un mayor vigor de la planta, mejor follaje y verdor; como resultado, el peso de las plantas y los brotes aumentan (Valent BioSciences, 2022).

En su campo de actividad, puede ser aplicado en tratamiento a la semilla o al suelo a manera de polvo o pulverización en los primeros 7.5 – 15 cm de profundidad, controlando diversos nematodos parásitos de las raíces como: *Meloidogyne* sp., *Belonolaimus longicaudatus*, *Radopholus similis*, *Xiphinema americanum*, *Trichodorus* sp., *Tylenchulus semipenetrans*, *Globodera* sp., *Pratylenchus* sp., *Heterodera* sp., etc., en cultivos y plantaciones de solanáceas, cucurbitáceas y algunos frutales; su dosis varía de acuerdo al ciclo del cultivo, sin embargo, se recomienda fraccionar las dosis utilizando de 1.5 – 2.5 kg/ha por aplicación, y su momento óptimo de aplicación se determinara en base a las prácticas culturales del cultivo y la dinámica poblacional del nematodo en relación al desarrollo de las plantas (Valent, 2021 y Terralia, 2022).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica

La Región Lagunera presenta una extensión de alrededor de 500,000 ha y está entre los paralelos 25° y 27° latitud norte y meridianos 103° y 104° latitud oeste de Greenwich, está ubicada a 1129 msnm, y colinda con el suroeste de Coahuila (Martínez, 2014).

3.2. Clima

De acuerdo a la clasificación de Koppen el clima de la Región Lagunera es estepario desértico, con temperaturas elevadas en primavera y verano e inviernos frescos. Presenta una escasa precipitación media anual de 239.4 mm, carente de humedad atmosférica, siendo los meses de julio, agosto y septiembre los de mayor precipitación (Martínez, 2014).

3.3. Sitio de trabajo

Este estudio se llevó a cabo en el transcurso del ciclo agrícola V – O del 2022, en un invernadero del campo agrícola de la UAAAN – UL, localizada Torreón, Coahuila, México, ubicada geográficamente a los 25° 33' 24.78'' de latitud norte, 103° 22' 18.4'' latitud oeste, con altura de 1123 msnm (Google Earth, 2022).

3.4. Variedad vegetal bajo estudio

En el estudio presente se usaron semillas de chícharo (*Pisum sativum* L.) var. Early Perfection, que se sembraron en recipientes de polietileno de 3 kg, en condiciones de invernadero.

3.5. Diseño experimental

Se empleó un diseño experimental en bloques completamente al azar conformado por cuatro tratamientos y cuatro repeticiones. Cada lote experimental consistió de 6 recipientes de polietileno para 3 kg de suelo infectado, dando un total de 24 recipientes por tratamiento (figura 5), y en general 96 recipientes (cuadro 4).



Figura 5. Recipientes con suelo infectado para realizar el experimento.

Cuadro 4. Distribución del diseño experimental completamente al azar utilizado para evaluar Abamectina + Neem (Abaneem® 180) (I), *Paecilomyces lilacinus* (Chimal® 6.53 PH) (II), *Myrothecium verrucaria* (DiTera® DF 90.0) (III), Testigo (IV), aplicados para el control del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) en la UAAAN – UL, Torreón, Coahuila, México. 2022.

I	II	III	IV
2	1	4	3
4	3	2	1
1	4	3	2
3	2	1	4

I, II, III, IV = Tratamientos
 1, 2, 3, 4 = n: Repeticiones
 n = 4; T = 4

3.6. Toma de muestra de suelo

El 26 – junio – 2022 se recolectó suelo infectado por el patógeno en cuestión. Una parte del suelo se extrajo de *Ligustrum lucidum* (trueno), considerado hospedante importante del nematodo agallador y el suelo complementario se recolectó de parcelas experimentales en la UAAAN – UL de cultivo de *Helianthus annuus* L. (girasol), el cual es un hospedante de este nematodo y que tenía antecedentes de su presencia. Después de la recolección de ambos suelos, se realizó la homogenización de dichos suelos.

3.7. Siembra

Posteriormente al muestreo del suelo a usar para el crecimiento y estudio de las plántulas de chícharo, el 29 – junio – 2022 se rellenaron 68 recipientes de polietileno con 3 kg de suelo infectado, para prevenir la muerte de nematodos con exposición al viento y al sol. Dichos recipientes fueron colocados sobre plástico negro con la finalidad de que estos no estuviesen directamente en contacto con el suelo y evitar así su contaminación. El 30 – junio – 2022 se procedió a completar los 28 recipientes faltantes para un total de 96 recipientes, las cuales fueron debidamente etiquetadas con la información pertinente, así mismo se repartieron en el invernadero de acuerdo al diseño experimental contemplado, paso seguido se aplicó un riego a los recipientes involucrados.

El 1 – julio – 2022, en etapa de pre – siembra se realizó la aplicación de los nematicidas a evaluar: Abamectina + Neem (Abaneem[®] 180), *Paecilomyces lilacinus* (Chimal[®] 6.53 PH) y *Myrothecium verrucaria* (DiTera[®] DF 90.0) (figura 6),

en los tratamientos correspondientes, a excepción del testigo que no recibió aplicación alguna de nematicidas (cuadro 5).



Figura 6. Productos utilizados en el experimento.

Cuadro 5. Tratamientos y dosis a evaluar en plantas de chícharo (*Pisum sativum* L.) para el control del nematodo agallador de la raíz (*Meloidogyne incognita*) en la UAAAN – UL, Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamiento	Dosis
Abaneem® 180	10 ml/L agua
<i>Paecilomyces lilacinus</i> (Chimal® 6.53 PH)	15 g/L agua
<i>Myrothecium verrucaria</i> (DiTera® DF 90.0)	20 g/L agua
Testigo	Sin aplicación

Se efectuó la siembra de chícharos el 6 – julio – 2022 (figura 7) posterior al riego de pre – siembra, depositando tres semillas por maceta a una profundidad de 0.5 – 1 cm , para de este modo eficientizar la germinación de plántulas y

realizando más tarde una selección por medio de un raleo, dejando así la plántula con más vigor para su consiguiente evaluación a los 50 DDE.



Figura 7. Siembra del cultivo de chícharo.

3.8. Tratamientos

Comprendieron aplicaciones semanales, para lo cual se utilizaron aspersoras de uso manual de 1.2 L de capacidad, aplicándose los consiguientes productos: Abamectina + Neem (Abaneem[®]180), *Paecilomyces lilacinus* (Chimal[®] 6.53 PH) y *Myrothecium verrucaria* (DiTera[®] DF 90.0) y un testigo, al cual no se le hizo aplicación alguna.

3.9. Emergencia

Emergieron las plántulas alrededor de los 13 – 15 DDS (figura 8), y para el 21 – julio – 2022 se registró el 90% de plántulas emergidas en los recipientes, el 10% faltante emergió al día siguiente.



Figura 8. Germinación de las primeras plántulas de chícharo.

3.10. Riego

Se aplicaron riegos ligeros a intervalos de 2 – 3 días posteriores a la siembra, con el fin de mantener el suelo con una humedad uniforme y evitar problemas por déficit o exceso.

3.11. Precipitaciones

En el periodo del 31 de agosto al 5 de septiembre de 2022 se registraron precipitaciones pluviales de un promedio de 42 mm, siendo estas dos fechas los días más lluviosos durante el tiempo de estudio y evaluación del proyecto.

3.12. Prácticas culturales

Las prácticas culturales realizadas durante el crecimiento y desarrollo del chícharo: deshierbe y labranza de suelo de forma manual con apoyo de herramientas de campo (palita jardinera) (figura 9), para contrarrestar así el agrietamiento de la superficie del suelo. Dichas prácticas se realizaban 2 veces a la semana, para tener al cultivo limpio de malezas y al igual evitar la compactación del suelo; beneficiando de esta manera a la oxigenación y suministro de agua y

nutrientes. Así mismo, a los 12 DDE se efectuó un raleo de plántulas dejando solo una por recipiente, para posteriormente ser analizada.



Figura 9. Remoción del suelo.

3.13. Fertilización

Se realizó una fertilización de arranque dirigida a la base de la planta, la cual se aplicó 2 veces por semana en el transcurso de las primeras dos semanas posteriores a la emergencia de las plántulas; en dichas aplicaciones se utilizó un fertilizante soluble 9 – 45 – 15 a una dosis de 5 g/L de agua.

3.14. Cronograma de aplicaciones

Los productos nematocidas a evaluar en sus respectivos tratamientos se aplicaron en las fechas establecidas en el cuadro 6, tomando en cuenta las dosis establecidas en el proyecto. Cada una de las aplicaciones se hicieron asperjando el producto alrededor de la planta, únicamente sobre la superficie del suelo de los recipientes (figura 10).

Cuadro 6. Aplicaciones de los productos formulados: Abamectina + neem (Abaneem® 180), *Paecilomyces lilacinus* (Chimal® 6.53 PH) y *Myrothecium verrucaria* (DiTera® DF 90.0).

No. De Aplicación	Fecha
1	01/07/2022 (pre – siembra)
2	30/07/2022 (después de la emergencia)
3	06/08/2022 (después de la emergencia)
4	13/08/2022 (después de la emergencia)



Figura 10. Aplicación de los productos a los tratamientos.

3.15. Manejo de plagas y enfermedades

Se realizaron 2 aplicaciones de Imidacloprid a dosis de 1 ml/L H₂O (figura 11a), puesto que a los 15 días de crecimiento y desarrollo vegetativo se detectaron 4 adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en promedio por planta y presencia de huevecillos. Así mismo, se realizó una aplicación de Permetrina granulada durante la siembra alrededor de las macetas para el control de

hormigas (figura 11b), y una con Clorpirifos de 2 ml/L H₂O para el control de las mismas, que se asperjó en el contorno de los tratamientos.



Figura 11. Aplicación de insecticida: a) foliar; b) granulado.

3.16. Registro de datos

El 12 – septiembre – 2022, posteriores los 50 DDE se realizó la toma de datos para valorar y determinar el desarrollo de las plantas (figura 12). Inicialmente, con una navaja se rasgaron las bolsas de polietileno, para extraer cuidadosamente las plantas con una determinada humedad manejable del suelo y con la ayuda de una pala de jardinería se fue retirando el suelo con mucho cuidado para extraer las plantas con su sistema radicular completo y posteriormente se ubicaron dentro de recipientes de polietileno debidamente etiquetados, para impedir la deshidratación y contaminación del material a evaluar. Más tarde, la raíz se lavó con agua a presión, para retirar por completo de las mismas el suelo adherido a las mismas. Dicha labor se efectuó con sumo cuidado para evitar dañar el sistema radicular de las plantas de chícharo.

Después de remover completamente el suelo de la raíz de las plantas de chícharo, estas se envolvieron en papel de estraza y se guardaron dentro de una bolsa de polietileno, cada una de ellas etiquetada con el número de tratamiento para su traslado posterior al Laboratorio de Parasitología de la UAAAN – UL con la finalidad de efectuar las mediciones individuales de cada planta de los diversos tratamientos. Cabe mencionar que se utilizó un bisturí para cortar el tallo al ras del suelo y con un vernier obtener la medida del grosor del tallo. A continuación, se tomaron datos de peso de raíz y follaje con el uso de una báscula electrónica. La longitud de plantas se obtuvo con la ayuda de un flexómetro. Finalmente, la evaluación del índice de nodulación se determinó mediante observaciones minuciosas al sistema radicular, para contar nódulos en cada planta de cada uno de los tratamientos y sus repeticiones con apoyo de un estereoscopio de acuerdo con el método de Barker (1985) para determinar el índice de agallamiento.



Figura 12. Toma y registro de datos

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las plantas de chícharo (*Pisum sativum* L.) var. Early Perfection desarrolladas por cincuenta días bajo condiciones de invernadero, y en suelos completamente infestados del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*, se obtuvieron los datos expresados a continuación.

4.1. Vigor de las plantas

Para llevar a cabo la evaluación y determinación del desarrollo de las plantas, se tomaron los siguientes parámetros: grosor del tallo, longitud y peso de las raíces, altura y peso de follaje e índice de nodulación en todos los tratamientos. Los datos recabados sujetos a análisis de varianza, prueba de comparación de medias de Tukey con una comparación estadística $\alpha = 0.05$ con el uso del paquete de análisis SAS®, y para obtener el índice de nodulación radicular se hizo lo establecido por parte de la escala propuesta por Barker (1985).

4.2. Grosor de la base del tallo

Respecto al grosor de la base del tallo de las plantas de chícharo después de los 50 DDE, y al aplicar la prueba de Tukey, se demostró que los datos obtenidos en el tratamiento Abamectina + Neem que registró como media 2.9667 mm de grosor de tallo y *Paecilomyces lilacinus* con 2.7375 mm de grosor, resultaron estadísticamente iguales, presentando los valores más altos ante dicha variable; así mismo *Paecilomyces lilacinus* resultó estadísticamente igual a *Myrothecium verrucaria* con un grosor de tallo de 2.5583 mm, siendo este último estadísticamente igual al tratamiento Testigo con un valor de grosor del tallo de 2.3167 mm respectivamente (Cuadro 7, Figura 13).

Cuadro 7. Comparación de medias en la evaluación de grosor del tallo con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos	Dosis PF (ml/g)/L	Grosor del tallo (mm)	Comparación ($\alpha=0.5$)	
Abamectina + neem	10 ml/L agua	2.9667	A	
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	15 g/L agua	2.7375	A	B
<i>Myrothecium verrucaria</i>	20 g/L agua	2.5583	B	C
Testigo	–	2.3167	C	

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

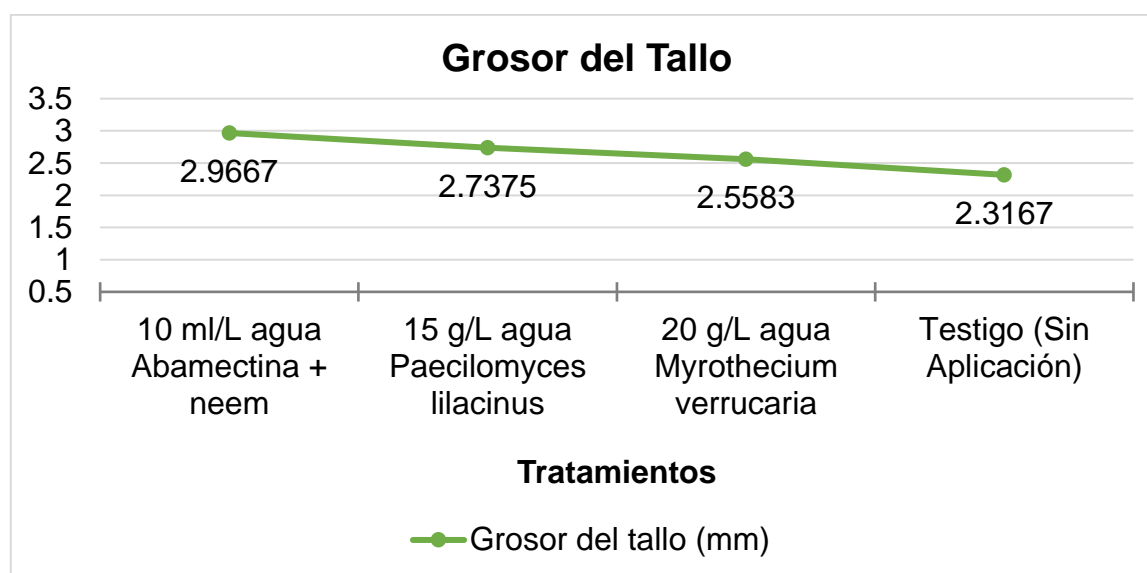


Figura 13. Medias en la evaluación del grosor del tallo con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

4.3. Largo de la raíz

La evaluación de largo de la raíz, aplicando la prueba de Tukey para la comparación de medias, se demuestra en los tratamientos *Myrothecium verrucaria* y Abamectina + Neem resultaron iguales estadísticamente con un mayor largo de raíz de 26.8250 cm y 24.7792 cm para ambos casos. Con menores valores de longitud de raíz siguieron los tratamientos *P. lilacinus* cuya media fue de 22.9708 cm y el Testigo 22.8083 cm que resultaron estadísticamente iguales junto con el tratamiento Abamectina + neem (Cuadro 8, Figura 14).

Cuadro 8. Comparación de medias en la evaluación de largo de la raíz con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos	Dosis PF (ml/g)/L	Largo de la raíz (cm)	Comparación ($\alpha=0.5$)	
<i>Myrothecium verrucaria</i>	20 g/L agua	26.8250	A	
Abamectina + neem	10 ml/L agua	24.7792	A	B
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	15 g/L agua	22.9708	B	
Testigo	–	22.8083	B	

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

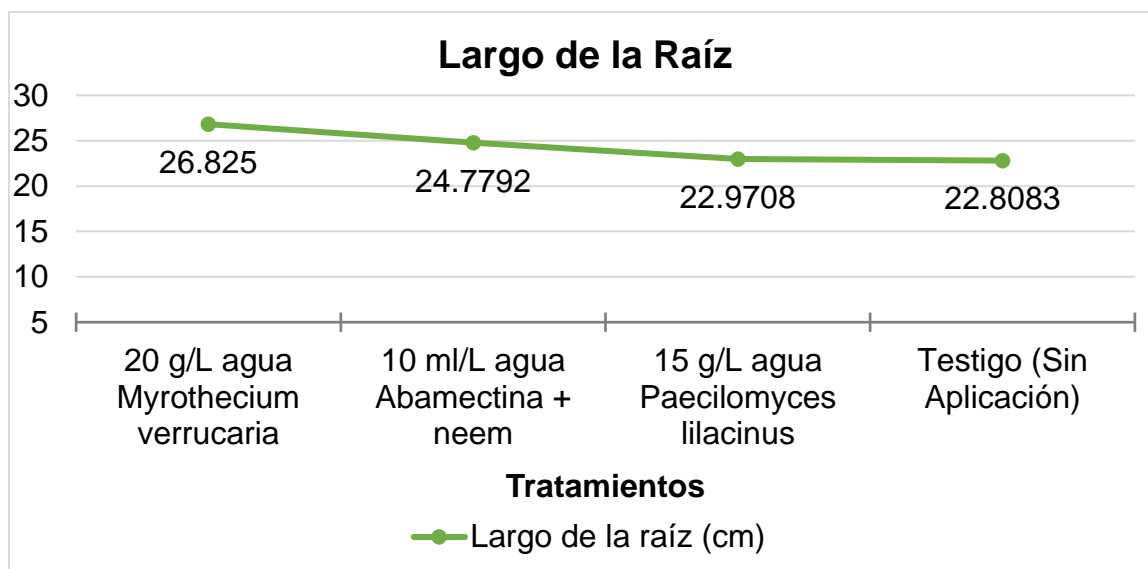


Figura 14. Medias en la evaluación del largo de la raíz, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (*Abamectina + Neem*, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

4.4. Largo del follaje

En lo que se refiere a la medición del largo del follaje de plantas, al aplicar la prueba de Tukey, nos demuestra que los tratamientos que se comportaron estadísticamente similares con un mayor largo de follaje están los tratamientos de *Abamectina + Neem* con media de 23.1542 cm y *Paecilomyces lilacinus* con 23.0292 cm. A los anteriores tratamientos le siguieron con menores valores el Testigo y *Myrothecium verrucaria* con medias de 18.7208 cm y 17.7292 cm respectivamente, los cuales resultaron estadísticamente iguales (Cuadro 9, Figura 15).

Cuadro 9. Comparación de medias en la evaluación del largo de follaje con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos	Dosis PF (ml/g)/L	Largo del follaje (cm)	Comparación ($\alpha=0.5$)
Abamectina + neem	10 ml/L agua	23.1542	A
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	15 g/L agua	23.0292	A
Testigo	–	18.7208	B
<i>Myrothecium verrucaria</i>	20 g/L agua	17.7292	B

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

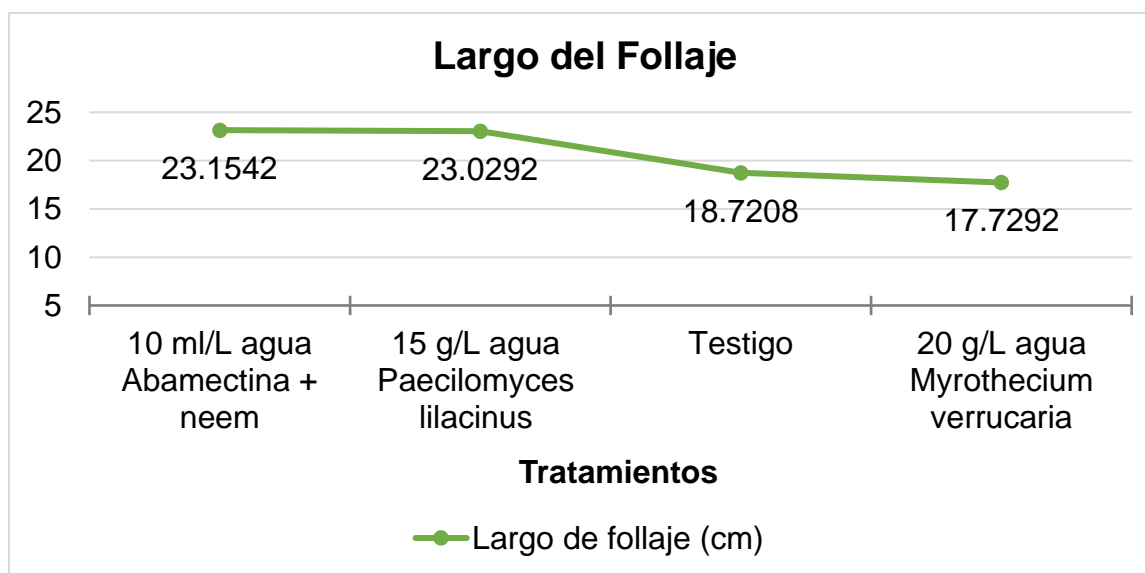


Figura 15. Medias en la evaluación de lardo del follaje, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah. México. 2022.

4.5. Peso de la raíz

Para la evaluación de pesos de raíces mediante la aplicación de la prueba de Tukey para medias (Cuadro 10, Figura 16), demuestra que Abamectina + Neem que obtuvo una media de 3.75 g, seguido por *Paecilomyces lilacinus* con 3.4583 g y posteriormente *Myrothecium verrucaria* con 3.25 g resultaron ser estadísticamente iguales; presentando los primeros dos tratamientos una diferencia estadística con respecto al Testigo con una media más baja de 2.5833 g de peso radicular, pero siendo esta estadísticamente igual al tercer tratamiento (Cuadro 10, Figura 16).

Cuadro 10. Comparación de medias en la evaluación del peso de la raíz con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos		Dosis PF (ml/g)/L	Peso de la raíz (g)	Comparación ($\alpha=0.5$)	
Abamectina	+	10 ml/L agua	3.7500	A	
neem					
<i>Paecilomyces</i>		15 g/L agua	3.4583	A	
<i>lilacinus</i>					
<i>Myrothecium</i>		20 g/L agua	3.2500	A	B
<i>verrucaria</i>					
Testigo		–	2.5833	B	

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

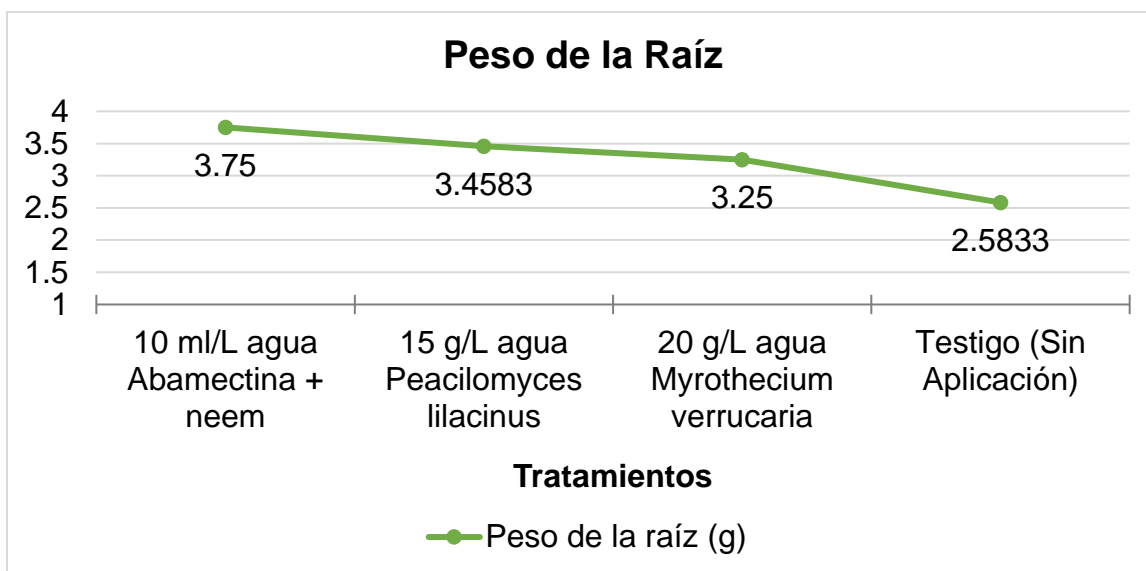


Figura 16. Medias en la evaluación del peso de la raíz, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

4.6. Peso del follaje

Respecto a la determinación del peso del follaje, comprando medias con la prueba de Tukey, nos muestra que Abamectina + Neem y *Paecilomyces lilacinus* presentaron un valor mayor con una media de 8.5417 g y 8.3333 g respectivamente, resultando estadísticamente iguales. Posteriormente, los tratamientos del Testigo con 4.2917 g y *Myrothecium verrucaria* con 4.25 g resultaron estadísticamente iguales, teniendo estos un menor peso de follaje (Cuadro 11, Figura 17).

Cuadro 11. Comparación de medias en la evaluación del peso del follaje con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos	Dosis PF (ml/g)/L	Peso del follaje (g)	Comparación ($\alpha=0.5$)

Abamectina + neem	+	10 ml/L agua	8.5417	A
<i>Paecilomyces lilacinus</i>		15 g/L agua	8.3333	A
Testigo		–	4.2917	B
<i>Myrothecium verrucaria</i>		20 g/L agua	4.2500	B

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

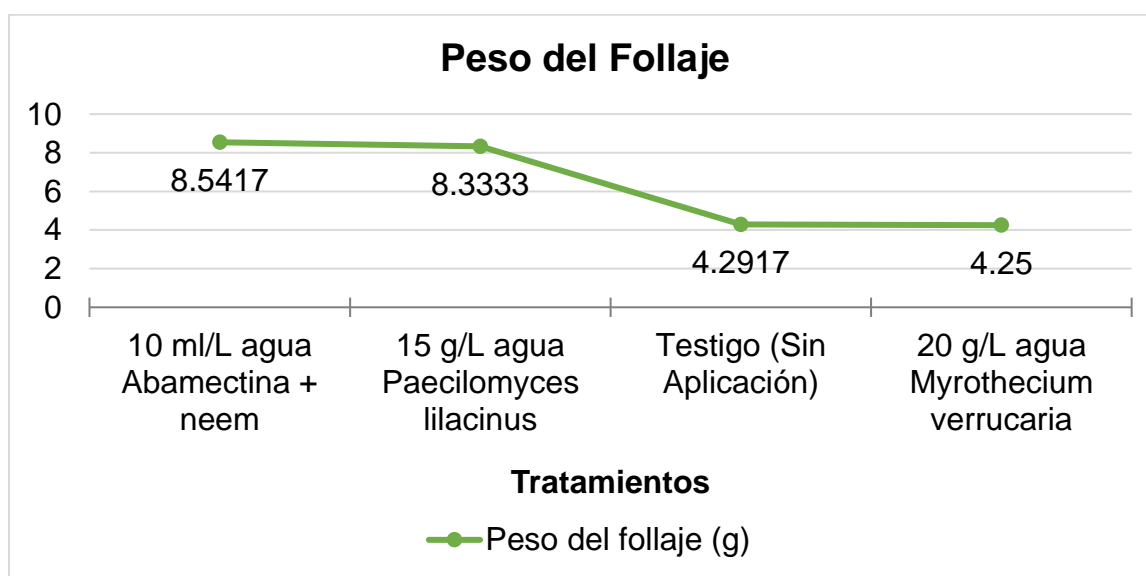


Figura 17. Medias en la evaluación del peso del follaje, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (*Abamectina + Neem*, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

4.7. Índice de nodulación radicular

Al comparar medias con la prueba de Tukey para evaluar el índice de nodulación de la raíz, demuestra que el tratamiento Testigo con una media de índice de nodulación radicular de 42.042 presentó los mayores valores, seguido por el tratamiento con *Myrothecium verrucaria* que presentó una media de 29.083. Seguidos posteriormente por los tratamientos que presentaron un menor índice de

agallamiento, como fue el caso de *Paecilomyces lilacinus* con un índice de agallamiento de 13.72 y Abamectina + Neem con un índice de agallamiento de 10.542, resultando ambos tratamientos estadísticamente iguales (Cuadro 12, Figura 18).

Cuadro 12. Comparación de medias en la evaluación del índice de nodulación radicular con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

Tratamientos	Dosis PF (ml/g)/L	Índice de nodulación radicular	Comparación (a=0.5)
Testigo	–	42.042	A
<i>Myrothecium verrucaria</i>	20 g/L agua	29.083	B
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	15 g/L agua	13.792	C
Abamectina + neem	10 ml/L agua	10.542	C

PF: Producto Formulado

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey al 0.05%.

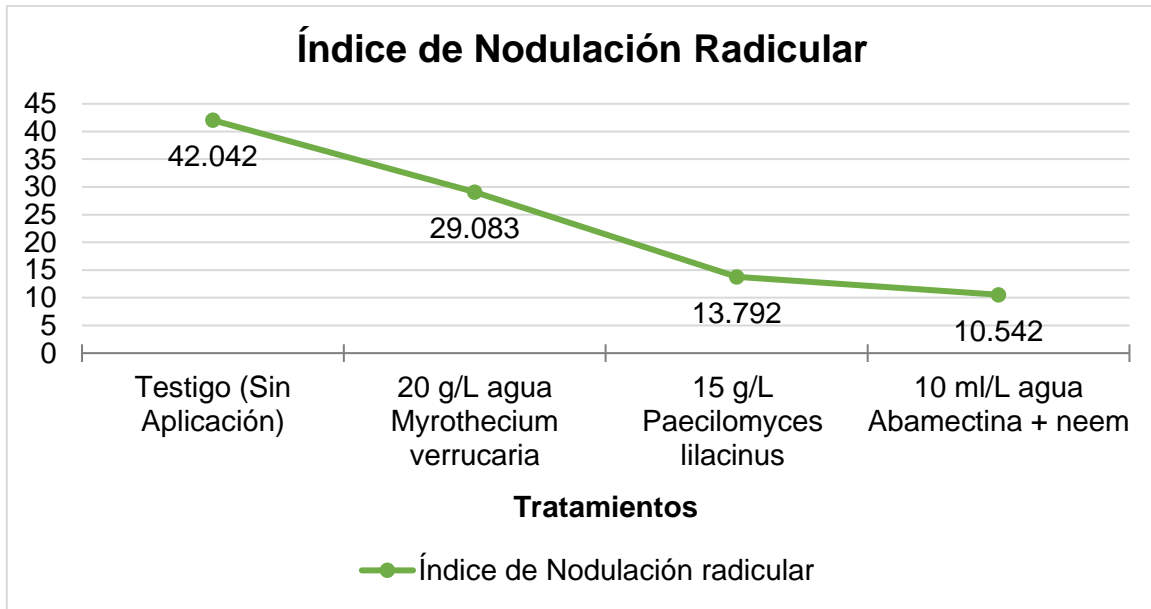


Figura 18. Medias del índice de nodulación radicular, con las aplicaciones de cuatro tratamientos (Abamectina + Neem, *Paecilomyces lilacinus*, *Myrothecium verrucaria* y un testigo sin aplicación) en el cultivo de chícharo *Pisum sativum* L., en la UAAAN – UL Torreón, Coah., México. 2022.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Los resultados que se obtuvieron en el presente estudio se concluyen lo siguiente:

✓ En lo referente a la evaluación del grosor del tallo de las plantas de chícharo, a los 50 DDE, el tratamiento con Abamectina + Neem (Abaneem 180) fue el mejor producto obteniendo como resultado de media 2.9667 mm de grosor. Esto es importante, porque el tallo proporciona mayor soporte y estructura a la planta al llevar agua, nutrientes y sales minerales, facilitando el intercambio energético durante la fotosíntesis.

✓ Respecto al peso de las raíces en gramos, la prueba Tukey mostró que los tratamientos con Abamectina + Neem (Abaneem 180) y *Paecilomyces lilacinus* (Chimal® 6.53 PH) dieron como resultado en ambos casos un mayor peso de raíces de las plantas de chícharo, de manera que la aplicación de estos productos nematocidas brindó una mejor eficacia, demostrando mejor crecimiento y desarrollo del área radicular. Este factor es muy importante porque al presentar mayor número de raíces la planta se sujeta mejor al suelo y absorbe más eficazmente las sales minerales y agua del suelo y tendría mayor productividad.

✓ En cuanto a la obtención de los resultados en la evaluación del largo de la raíz, en la prueba de comparación de Tukey mostró que *Myrothecium verrucaria* (DiTera DF) tuvo una mejor eficacia en cuanto al desarrollo de una mayor longitud de raíz.

✓ En cuanto a la evaluación del peso y longitud del follaje de las plantas de chícharo, en la prueba comparación de Tukey, señala que

Abamectina + Neem (Abaneem 180) y *Paecilomyces lilacinus* (Chimal® 6.53 PH) presentaron el mejor desempeño positivo sobre el desarrollo del follaje de la planta. Estas variables cobran mucha importancia porque la planta tendrá mayor percepción de luz, respiración, eficiencia fotosintética y transpiración, respuesta a la fertilización y riego y por ende mayor resistencia al ataque de nematodos y mayor producción.

✓ Por otro lado, lo que respecta a la valoración del índice de nodulación radicular causados por *Meloidogyne* spp., los productos nematicidas resultaron con menores valores en comparación con el testigo que obtuvo un mayor índice de nodulación de 42.042 de acuerdo con la escala de Baker (1985). Sin embargo, cabe mencionar que el lote más eficaz y que mostró un menor índice de agallamiento radicular fue Abamectina + Neem, por lo que se concluye que el uso de Abaneem 180, puede ser utilizado como una alternativa actual de manejo en chícharos para controlar *Meloidogyne* spp.

VI. LITERATURA CITADA

- Agrios, G. N. 2005. Plant Pathology. Academic Press. New York. USA. pp.745 – 749.
- AGROPRODUCTORES. 2019. Pulgón verde (*Acyrtosiphon Pisum* Harris). [en línea].
[https://agroproductores.com/acyrtosiphon-pisum-harris/#:~:text=El%20pulg%C3%B3n%20verde%20\(Acyrtosiphon%20pisum,y%20calidad%20de%20la%20producci%C3%B3n](https://agroproductores.com/acyrtosiphon-pisum-harris/#:~:text=El%20pulg%C3%B3n%20verde%20(Acyrtosiphon%20pisum,y%20calidad%20de%20la%20producci%C3%B3n) [fecha de consulta: 27/08/2022].
- AGROPRODUCTORES. 2020. Gusano trozador (*Agrotis ípsilon* Hufnagel). [en línea].
<https://agroproductores.com/agrotis-ipsilon/> [fecha de consulta: 30/08/2022].
- Agroquímicos Versa S. A. de C. V. 2021. Ficha técnica: Biorracional. Chimal[®]. [en línea].
<https://grupoversa.com/files/storage/fichtec1025chimal.pdf> [fecha de consulta: 31/10/2022].
- Anchivilca, R. G. H. 2018. Abonamiento orgánico y fertilización NPK en arveja verde (*Pisum sativum* L.) cv. rondo, bajo riego por goteo en Tupicocha, Huarochirí. Universidad Nacional Agraria La Molina. [en línea].
<https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/3559/anchivilca-rojas-quiller-henry.pdf?sequence=2&isAllowed=y> [fecha de consulta: 12/07/2022].
- Ayoub, S. M. 1997. Plant Nematology. An Agricultural. Training Aid. Department of food and Agriculture. Div. Of Plant Industry Laboratory Services Nematology. Sacramento, California. pp. 39 – 71.
- Barilli, E., J. C. Sillero, E. Prats y D. Rubiales. 2014. Resistance to Rusts (*Uromyces pisi* and *U. viciae – fabae*) in Pea. Genet Plant Breed. 50(2): 135 – 143.

- Bayer Crop Science. 2022. Pea cyst nematode (*Heterodera goettingiana*). [en línea].
<https://cropscience.bayer.co.uk/threats/pest-and-slugs/pea-cyst-nematode/>
[fecha de consulta: 18/09/2022].
- Becker, J. O. 2011. Avicta seed coating for protection of carrots against plant parasitic nematodes. Dept. of Nematology, University of California, Riverside. 5 p.
- BIOCONTROL. 2020. Nuevos Estudios de diferentes Universidades destacan las cualidades de T34 Biocontrol como Agente de Control del patógeno *Meloidogyne incognita*. [en línea].
<https://biocontroltech.com/es/nuevos-estudios-sobre-el-control-de-nematodos-agalladores-con-el-uso-de-t34-biocontrol-con-magnificos-resultados/> [fecha de consulta: 20/09/2022].
- Buitrago, J., C. Duarte y A. Sarmiento. 2006. El cultivo de la arveja en Colombia. Federación Nacional de Cultivadores de Cereales y Leguminosas – FENALCE y Fondo Nacional Cerealista. Ed. Produmedios. Bogotá, Colombia. 83p.
- CABI. 2020. *Heterodera goettingiana* (pea cyst eelworm). [en línea].
<https://www.cabi.org/isc/datasheet/27028> [fecha de consulta: 18/09/2022].
- CABI. 2021. *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* (fusarium wilt of pea). [en línea].
<https://www.cabi.org/isc/datasheet/24680> [fecha de consulta: 02/09/2022].
- CABI. 2021. *Liriomyza huidobrensis* (serpentine leafminer). [en línea].
<https://www.cabi.org/isc/datasheet/30956> [fecha de consulta: 27/08/2022].
- CABI. 2022. *Meloidogyne incognita* (root – knot nematode). [en línea].
<https://www.cabi.org/isc/datasheet/33245> [fecha de consulta: 27/09/2022].
- Cabrera, J., R. Menjivar, A. Dababat y R. Sikora. 2013. Properties and nematicide performance of avermectins. J. Phytopathol. 161: 65 – 69.

- Cafati, K. C. y V. O. Andrade. 1983. Principales enfermedades del frijol, lentejas, garbanzos y arvejas en Chile. INIA. [en línea]. <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/44695/NR01309.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [fecha de consulta: 01/09/2022].
- Camarena, F. 2014. Innovación fitotecnia del haba (*Vicia faba* L.), arveja (*Pisum sativum* L.) y lenteja (*Lens culinaris* Medik.). Lima, Perú. 189 p.
- Camarena, F., J. Chura y R. Blas. 2014. Mejoramiento genético y biotecnológico de plantas. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú. 25 – 151p.
- Carapaz, A. N. y P. N. Román. 2012. Respuesta de tres variedades de arveja (*Pisum sativum* L.) a cuatro aplicaciones de biofertilizantes, rhizobium y micorrizas en Bolívar – Provincia del Carchi. Universidad Técnica del Norte. [en línea]. <http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/2038/2/03%20AGP%20147%20TESIS.pdf> [fecha de consulta: 13/08/2022].
- Casuso, N., H. Smith y L. López. 2020. La araña roja – Ciclo de vida, Síntomas y daños. Universidad de Florida. [en línea]. <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN128700.pdf> [fecha de consulta: 30/08/2022].
- Cazares, A. E. E., I. C. Méndez, J. I. Zepeda, H. E. Fernández, M. J. R. Medina y L. E. Villar. 2019. Aptitud de cinco poblaciones de jitomate silvestre (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*) como hospedante del nematodo *Nacobbus aberrans sensu lato*. Revista mexicana de fitopatología, 37(3), 432-443. Epub 30 de septiembre de 2020. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1905-1>
- Cepeda, S. M. 1996. Nematología Agrícola. Editorial Trillas, S. A de C. V. México, D. F. pp. 132 – 188.
- Cepeda, S. M. 2001. Nematodos de los frutales. Editorial Trillas, S. A. de C. V. México, D. F. p. 204.

- Cristancho, V. F. 2020. Propiedades y cualidades del Neem (*Azadiractha indica* A. Juss) como especie promisoría en arreglos agroforestales. UNAD. [en línea].
<https://repository.unad.edu.co/bitstream/handle/10596/36562/Facristanchov.pdf?sequence=3&isAllowed=y> [fecha de consulta: 30/10/2022].
- Crow, W. T. 2019. Root – knot nematode (*Meloidogyne* spp.). Entomology and Nematology Department, University of Florida. [en línea].
https://entnemdept.ufl.edu/creatures/NEMATODE/grass_rootknot.html [fecha de consulta: 28/09/2022].
- D´Ambrosio, U., T. Garnatje, A. Gras, M. Parada y J. Valles. 2018. *Pisum sativum* L. CSIC [en línea].
https://digital.csic.es/bitstream/10261/197260/1/Pisum_sativum.pdf [fecha de consulta: 09/12/2022].
- Daza, N. N. A. 2017. Cultivo de arveja (*Pisum sativum* L.) como alternativa de diversificación de cultivos y aporte a la seguridad alimentaria. Universidad de La Salle. [en línea].
https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1064&context=ingenieria_agronomica [fecha de consulta: 09/12/2022].
- DGSV – CNRF. 2020. Minador de la hoja de frijol *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae). SADER – SENASICA. Dirección General de Sanidad Vegetal – Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de México, 27 p.
- DGSV-CNRF. 2020. Mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). SADER – SENASICA. Dirección General de Sanidad Vegetal – Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de México, 21 p.
- Dong, H., Z. X. Gen, J. Wang, X. Yumei y L. Ping. 2015. *Myrothecium verrucaria* strain X-16, a novel parasitic fungus to *Meloidogyne incognita*. Biological Control. 83 (1): 7 – 12.

- Driver, J. G. y F. L. Louws. 2006. Effects of seed treatment to manage nematodes as an alternative to methyl bromide on cantaloupe. Department of Plant Pathology. North Carolina State University. Raleigh, N. C. [en línea]. <http://mbao.org/2006/06Points/MBAO%20PDFs/Preplant/10%20%20Biorationals/Driver.pdf> [fecha de consulta: 27/10/2022].
- Eisenback, J. D., H. Hirschman, J. N. Sasser y A. C. Triantaphyllou. 1983. Guía para la identificación de las cuatro especies más comunes del nematodo agallador (*Meloidogyne* especies), con una clave pictórica. International Meloidogyne Project. Raleigh, North Carolina, USA. 54 p.
- Elkhateeb, W. A. y M. G. Daba. 2019. *Myrothecium* as promising model for biotechnological applications, potentials and challenges. BIOMEDICAL. [en línea]. <https://biomedres.us/fulltexts/BJSTR.MS.ID.002869.php> [fecha de consulta: 02/11/2022].
- Faiguenbaum, H. 1993. Cultivo de arveja. Universidad Católica de Chile, Facultad de Agronomía. Santiago de Chile. 45 p.
- FAO. 2018. Legumbres: Pequeñas semillas, grandes soluciones. [en línea]. <https://www.fao.org/3/ca2597es/CA2597ES.pdf> [fecha de consulta: 28/07/2022].
- FAOSTAT (Estadísticas de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2022. Cultivos y productos de ganadería. Guisantes verdes. [en línea]. <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize> [fecha de consulta: 4/08/2022].
- Faske, T. R. y J. L. Starr. 2007. Cotton root protection from plant – parasitic nematodes by abamectin treated – seed. Journal of nematology, 39 (1): 27 – 30.

- Fernández, S. G., R. L. Cerna y R. J. Chico. 2016. Eficacia de *Paecilomyces lilacinus* en el control de *Meloidogyne incognita* que ataca al cultivo de *Capsicum annuum*, pimiento piquillo. Fitosanidad. 20(3): 109 – 119.
- FIAV (Fundación para la Investigación Agrícola). 2008. Enfermedades Causadas por Nematodos. DANAC – Venezuela. [en línea]. <http://www.danac.org.ve/indice/enfermedades.php?letra=X&listado=t&ps=9.htm> [fecha de consulta: 05/09/2022].
- Galindo, P. J. R. 2020. Arveja (*Pisum sativum* L.): Manual de recomendaciones técnicas. Universidad Nacional de Colombia. [en línea]. http://investigacion.bogota.unal.edu.co/fileadmin/recursos/direcciones/investigacion_bogota/Manuales/12-manual-arveja-verde-2020-EBOOK.pdf [fecha de consulta: 26/07/2022].
- Gamarra, H., N. Mujica, P. Carhuapoma, J. Kreuze y J. Kroschel. 2016. Sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius 1989) (Biotype B). In: Kroschel J, Mujica N, Carhuapoma P, Sporleder M. (eds.). Pest distribution and risk atlas for Africa. Potential global and regional distribution and abundance of agricultural and horticultural pests and associated biocontrol agents under current and future climates. Lima (Perú). International Potato Center (CIP). P 85 – 99.
- García, C. E. 1992. Manejo Racional de Plagas en Arveja. Proyecto: Manejo Integrado de Plagas. CATIE. Guatemala, Guatemala. p. 4.
- GD (Garden Science). 2016. Carrots. [en línea]. <http://www.gardenscience.co.nz/vegetable/TGuides/carrots.htm> [fecha de consulta: 28/09/2022].
- Google Earth. 2022. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. [en línea]. <https://earth.google.com/web/@25.5548805,-103.3745317,1125.45641741a,942.00461885d,35y,0h,45t,0r/data=ChUaEw oNL2cvMTFieGI5d3dmORgCIAEoAg> [fecha de consulta: 01/11/2022].

- Grabau, Z. J., J. W. Noling y R. R. Sandoval. 2022. Manejo de nematodos en cultivos de col. UF/IFAS. [en línea]. <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/NG/NG048/NG048-Drdofoy1.pdf> [fecha de consulta: 27/10/2022].
- GrowVeg. 2022. Pea Enation Mosaic Virus (PEMV). [en línea]. <https://www.growveg.com/plant-diseases/us-and-canada/pea-enation-virus/> [fecha de consulta: 03/09/2022].
- Grupo Versa. 2018. Catálogo de productos: Biocontrol. Chimal[®]. [en línea]. https://grupoversa.com/CATALOGO_PRODUCTOS/CAT_VERSA_2018/index.html?page=9 [fecha de consulta: 31/10/2022].
- Guerrero, C. J. 1989. Aspectos Fitopatológicos del Cultivo de Arveja. INIA. [en línea]. <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/41555/NR07147.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [fecha de consulta: 01/09/2022].
- HIDROPONÍA. 2017. Chicharo, uno de los cultivos con más relevancia en México. [en línea]. <http://hidroponia.mx/chicharo-uno-de-los-cultivos-con-mas-relevancia-en-mexico/> [fecha de consulta: 11/08/2022].
- HYDROENV (Hydro Environment). 2020. El cultivo de chicharo. [en línea]. https://www.hydroenv.com.mx/catalogo/index.php?main_page=page&id=32_2 [fecha de consulta: 12/07/2022].
- ICAMEX (Instituto de investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal). 2015. Cultivo de Chicharo. [en línea]. <https://icamex.edomex.gob.mx/chicharo> [fecha de consulta: 16/09/2022].
- INFOAGRO (Información Agropecuaria). 2016. El cultivo del guisante. [en línea]. <https://www.infoagro.com/hortalizas/guisantes.htm> [fecha de consulta: 28/07/2022].

- Intagri (Instituto para la Innovación Tecnológica en la Agricultura). 2017. La Sintomatología de las Virosis. [en línea]. <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/la-sintomatologia-de-las-virosis#:~:text=Los%20s%C3%ADntomas%20m%C3%A1s%20comunes%20causados,algunas%20partes%20de%20los%20vegetales> [fecha de consulta: 03/09/2022].
- IPPC (International Plant Protection Convention). 2016. NIMF 27: protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas. PD 8: *Ditylenchus dipsaci* y *Ditylenchus destructor*. Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF). Roma, Italia. 36 p.
- Jácome, S. F. J. 2015. Evaluación de la adaptabilidad de seis variedades mejoradas de arveja (*Pisum sativum*) mediante el apoyo de investigación participativa de la parroquia Eloy Alfaro cantón Latacunga provincia de Cotopaxi. Universidad Técnica de Cotopaxi. [en línea]. <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/2526/1/T-UTC-00063.pdf> [fecha de consulta: 15/08/2022].
- Jatala, P. y R. Katenbach. 1980. Un hongo como control biológico del nematodo del nudo de la raíz. Circular CIP. 8 (10): 1 – 3.
- Jenkins, W. R. y D. P. Taylor. 1967. Plant Nematology. Reinhold Publishing Corporation. New York – Amsterdam – London. pp. 102 – 105.
- Jiménez, D. R. M. y E. Montesinos. 2020. Enfermedades de las plantas causadas por hongos y oomicetos, naturaleza y control integrado. [en línea]. <https://zenodo.org/record/3859425#.YxI4V3bMLIU> [fecha de consulta: 02/09/2022].
- Jiménez, E. M. 2009. Métodos de Control de Plagas. UNA. [en línea]. <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENH10J61me.pdf> [fecha de consulta: 25/10/2022].
- Kalele, D. N., A. Affokpon, J. Goosemans y W. Kimenju. 2010. Suppression of root – knot nematodes in tomato and cucumber using biological control agents.

- University of Nairobi. [en línea]. <http://hakenya.net/wp.content/uploads/2010/vol3paper06.pdf> [fecha de consulta: 27/10/2022].
- Koppert México. 2022. Araña roja (*Tetranychus urticae*). [en línea]. <https://www.koppert.mx/retos/control-de-plagas/aranas-rojas-y-otras-aranas/arana-roja/> [fecha de consulta: 30/08/2022].
- Kraup, C. 2009. Leguminosas: Botánica de la Arveja (*Pisum sativum* L.). Pontificia Universidad Católica de Chile, Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal. Santiago de Chile. 12 p.
- Lezaun, J. 2016. Nematodos Fitoparásitos: Una Plaga Mundial. Crop Life. [en línea]. <https://www.croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/nematodos-fitoparasitos#:~:text=En%20el%20campo%20las%20enfermedades,general%20plantas%20d%C3%A9biles%20con%20pobre> [fecha de consulta: 05/09/2022].
- Lezaun, J. 2016. Nematodos Fitoparásitos: Una Plaga Mundial. Crop Life. [en línea]. <https://www.croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/nematodos-fitoparasitos#:~:text=2%2D%20Control%20Cultural,biofumigaci%C3%B3n%2C%20cultivares%20resistentes%20e%20injertos> [fecha de consulta: 25/10/2022].
- López, R. M. y G. Ma. E. Guadarrama. 2016. Cultivo y manejo de leguminosas de grano comestible en el Estado de México. ICAMEX. [en línea]. <https://icamex.edomex.gob.mx/sites/icamex.edomex.gob.mx/files/files/publicaciones/2015/Cultivo%20y%20Manejo%20de%20Leguminosas%202015.pdf> [fecha de consulta: 01/08/2022].
- López, R. M. y G. Ma. E. Guadarrama. 2016. Tecnología de producción para el cultivo de chícharo. Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México – ICAMEX. [en línea].

- <https://icamex.edomex.gob.mx/sites/icamex.edomex.gob.mx/files/files/publicaciones/2016/CUltivo%20de%20chicharo%202016.pdf> [fecha de consulta: 12/07/2022].
- Maluf, W. R., S. M. Acevedo, L. A. Gómez y A. C. Barneche. 2002. Inheritance of resistance to the root – knot nematode *Meloidogyne javanica* in lettuce. *Genet. Mol. Res.* 1 (1): 64 – 71. [en línea]. http://www.funpeerp.com.br/gmr/year2002/vol11/gmr0008_full_text.html [fecha de consulta: 18/09/2022].
- MAPA (Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación). 2021. Guía de Gestión Integrada de Plagas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, España. pp. 131 – 135.
- María, F. A. 2002. Estrategias en el control y manejo de nematodos fitoparásitos. CSIC. [en línea]. [https://digital.csic.es/bitstream/10261/128310/1/Estrategias%20en%20el%20control392\(M%C2%AAAF%20Andr%C3%A9s\).pdf](https://digital.csic.es/bitstream/10261/128310/1/Estrategias%20en%20el%20control392(M%C2%AAAF%20Andr%C3%A9s).pdf) [fecha de consulta: 25/10/2022].
- Martínez, G. J. A., V. T. Díaz, M. R. Allende, M. J. E. Retes y F. J. A. Carrillo. 2019. Identificación y distribución de *Meloidogyne* spp. en tomate de Sinaloa, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 10(2), 453-459. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i2.392> [fecha de consulta: 25/09/2022].
- Martínez, P. O. R. 2014. Determinación de producción de fruto fresco de diez poblaciones de chile (*Capsicum annuum* L.) tipo Mirasol. Tesis de licenciatura. UAAAN – UL. Torreón, Coah. México. p. 22.
- Mendoza, G. 2021. Manejo agronómico de plagas que afectan el sistema radical del viñedo. INTA. [en línea]. https://repositorio.inta.gob.ar/xmlui/bitstream/handle/20.500.12123/10025/INTA_CRMendoza-SanJuan_EEAMendoza_Mendoza_G_Manejo_agronomico_de_plagas_que

- [afectan al sistema.pdf?sequence=2&isAllowed=y](#) [fecha de consulta: 31/10/2022].
- Mera, K. M., B. A. Montenegro, N. N. Espinoza, C. N. Gaete, U. J. Tay, G. R. Galdames y P. A. Aguilera. 2005. Guía para la producción de chícharo. INIA – Instituto de Investigaciones Agropecuarias. [en línea]. <https://biblioteca.inia.cl/handle/20.500.14001/7062> [fecha de consulta: 09/12/2022].
- Mitkowski, N. A. y G. S. Abawi. 2011. Root – knot nematode. The American Phytopathological Society. [en línea]. <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/nematode/pdlessons/Pages/RootknotNematode.aspx#:~:text=Root%2Dknot%20nematode%20males%20also,are%20parthenogenic%20or%20facultatively%20parthenogenic.> [fecha de consulta: 28/09/2022].
- Monroy, R. L. 2012. Plagas y enfermedades del chícharo (*Pisum sativum*). [en línea]. <https://tecnoagro.com.mx/no.-76/plagas-y-enfermedades-del-chicharo-pisum-sativum> [fecha de consulta:30/08/2022].
- Montoroy, C. I. 1995. Proyectos de cultivos diversos. Informe Anual, Zona Agraria Nro. Huancayo, Perú. p. 62.
- Monzón, A., I. Herrera y R. E. Méndez. 2009. Guía: Uso y manejo de *Paecilomyces lilacinus* para el control de nematodos. Universidad Nacional Agraria – FUNICA. [en línea]. <https://www.funica.org.ni/wp-content/uploads/2022/07/Guia-Uso-y-manejo-de-Paecilomyces-lilacinus-para-el-control-de-nematodos-pdf.pdf> [fecha de consulta: 31/10/2022].
- Muimba, K. A. 2018. Food Crop Production by Small holder Farmers in Southern Africa: Vegetable Production. Science Direct. [en línea]. <https://www.sciencedirect.com/topics/agricultural-and-biological-sciences/meloidogyne-incognita> [fecha de consulta: 29/09/2022].

- Navarro, G. M. 2016. Manejo Integrado de Nematodos en Cultivos Hortícolas. FMC. Guadalajara, Jalisco, México. 186 p.
- Nepamuceno, C. A. y E. F. Hernández. 2018. Participación y especialización relativa del sector agrícola en el Estado de México, 2006 – 2016. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de México. Temascaltepec, Estado de México, México. 138 p.
- Noboa, C. A. 2010. Caracterización, física, química y nutricional de la arveja (*Pisum sativum* L.) cultivada en Ecuador, como un aporte y base de estudio para la creación de una norma técnica ecuatoriana (NTE 2010) por parte del Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN). Universidad Tecnológica Equinoccial. [en línea]. http://repositorio.ute.edu.ec/bitstream/123456789/4887/1/43333_1.pdf [fecha de consulta: 26/07/2022].
- Nombela, G., A. Navas y A. Bello. 1985. *Ditylenchus dipsaci* en los cultivos de leguminosas y cereales de la Región Central. [en línea]. <https://www.miteco.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/plagas/BSVP-11-02-205-216.pdf> [fecha de consulta: 17/09/2022].
- Norten, E. 1999. Neem. India's Miraculous Healing Plant. Edited by Jean Putz with Kordula Wermer and Deborah Straw. Healing Arts Press. Rochester, Vermont. 92 p.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2014. Productos frescos de verduras. Fichas técnicas. [en línea]. <https://www.fao.org/3/au174s/au174s.pdf> [fecha de consulta: 28/07/2022].
- Palmer, M. A. 1952. Aphids of the Rocky Mountain Region. The Thomas Say Foundation. The A. B. Hirschfield Press. Denver, Colorado. Vol. 5. 452 p.
- Pérez, L. C., R. I. Rodríguez, G. S. Basto, E. Reyes, I. Martínez, M. M. Ojeda y M. E. Favila. 2018. Toxicidad y efectos adversos de las lactonas macrocíclicas sobre los escarabajos estercoleros: una revisión. Revista mexicana de biodiversidad, 89(4), 1293-1314.

- <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2018.4.2508> [fecha de consulta: 28/09/2022].
- PERKINS Ltda. 2018. *Paecilomyces lilacinus*. Productos Biológicos. [en línea]. <http://perkinsltda.com.co/services/paecilomyces-lilacinus/> [fecha de consulta: 31/10/2022].
- Pineda, J. 2016. El cultivo del guisante. [en línea]. <https://encolombia.com/economia/agroindustria/agronomia/cultivo-de-guisante/> [fecha de consulta: 28/07/2022].
- Prieto, G. y F. Salvaggiotti. 2010. Fertilización con fosforo y azufre en arveja (*Pisum sativum*) en el Sureste de Santa Fe. XXII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. 158 p.
- PROANSA (Proveedora Agrícola del Norte) S. A de C. V. 2017. Abaneem®. Hoja desplegable.
- Puga, J. 1992. El cultivo de la arveja. PROEXANT. Quito, Ecuador. 82 p.
- Queensland Government. 2017. Root – knot nematode. Department of Agriculture and Fisheries. [en línea]. <https://www.daf.qld.gov.au/business-priorities/agriculture/plants/fruit-vegetable/insect-pests/root-knot-nematode#:~:text=Root%2Dknot%20nematodes%20do%20not,are%20infected%20soon%20after%20planting.> [fecha de consulta: 29/09/2022].
- Reddy D. D. R. 1975. Pathogenicity and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) infecting chick pea. Mysore Journal of Agricultural Sciences, 9(3):434-439.
- Reyes, C. 2018. Gusano trozador – *Agrotis ipsilon*. Editorial PANORAMA. [en línea]. <https://panorama-agro.com/?p=484> [fecha de consulta: 30/08/2022].
- Rivera, G. 2007. Conceptos Introdutores a la Fitopatología. San José, Costa Rica. [en línea].

- http://books.google.com.gt/books?id=xpTHXEWG_t8C&pg [fecha de consulta: 10/09/2022].
- Rodríguez, A. V. y G. G. Cordes. 2015. Identificación y diagnóstico de enfermedades en arveja (*Pisum sativum* L.). INTA. [en línea]. https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_identificacion_y_diagnostico_de_enfermedades_en_el_cultivo_de_arveja_.pdf [fecha de consulta: 02/09/2022].
- Romero, B. M., C. M. G. Macías, F. A. Carrillo, C. M. Rojas, R. S. Hernández y O. J. de D. Duarte. 2019. Identificación y distribución de especies de *Meloidogyne* en Baja California Sur, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 10(2), 337-349. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i2.1603>
- Ronald, S. J. 2014. Wine Science: Root – Knot Nematodes. [en línea]. <https://www.sciencedirect.com/topics/agricultural-and-biological-sciences/root-knot-nematode> [fecha de consulta: 20/09/2022].
- SAA (Seed Association of the Americas). 2015. Guía para la gestión del tratamiento de semillas. [en línea]. https://seed-treatment-guide.com/wp-content/uploads/2015/10/SeedGuide_Spanish.pdf [fecha de consulta: 27/10/2022].
- SADER. 2020. Leguminosas, cultivos de vida a través del tiempo. [en línea]. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/leguminosas-cultivos-de-vida-a-traves-del-tiempo> [fecha de consulta: 01/08/2022].
- SADER. 2021. Generó cultivo de chícharo una producción de 1,530 toneladas en el Otoño – Invierno 2020-2021. Gobierno de México. [en línea]. <https://www.gob.mx/agricultura%7Cbajacalifornia/articulos/genero-cultivo-de-chicharo-una-produccion-de-1-530-toneladas-en-el-oi-2020-2021> [fecha de consulta: 01/08/2022].
- Santana B. Y., C. A. Del Busto, H. M. Rodríguez, F. L. Rodríguez y H. D. Maqueira. 2016. Interacción de *Trichoderma harzianum* Rifai y *Azadirachta indica* A. Juss. sobre una población de *Meloidogyne* spp. en plántulas de

- Solanum lycopersicum* L.. Revista de Protección Vegetal, 31(2), 114-119. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522016000200006&lng=es&tlng=es. [fecha de consulta: 27/10/2022].
- Santiago, J. C. 2006. Manejo Integrado de Nematodos Fitoparásitos cosmopolitas (Gemmar) en el cultivo de plátano. Universidad de Puerto Rico Recinto Univeristario de Mayagüez. [en línea]. <http://grad.uprm.edu/tesis/santiagogonzalez.pdf> [fecha de consulta: 26/10/2022].
- Sañudo, B., M. Arteaga, W. Vallejo, R. Figueroa y E. Burbano. 2007. Fundamentos de micología agrícola. Pasto, Universidad de Nariño. p. 201.
- Secretaria de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). 2019. El chícharo, aunque chiquito está lleno de propiedades. [en línea]. <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/el-chicharo-aunque-pequeno-esta-lleno-de-propiedades> [fecha de consulta: 29/07/2022].
- Sepúlveda, R. P. 2017. Enfermedades causadas por hongos y su manejo. [en línea]. <https://www.redagricola.com/cl/enfermedades-causadas-hongos-manejo/> [fecha de consulta: 02/09/2022].
- Servet, A. y E. Ates. 2004. Determinación de algunas características agrícolas en variedades de chícharo (*Pisum sativum* L.). Revista Cubana de Ciencia Agrícola. 38(3): 323 – 326.
- Sharma, G. C. 2000. Efficacy of neem based formulations against the root knot nematode *Meloidogyne incognita*. Pesticide Research Journal, 12: 183 – 187.
- Sikora, R. A. L. P. Molendijk y J. Desaeger. 2021. Integrated nematode management and crop health: Future challenges and opportunities. CABI. [en línea]. <https://cabidigitallibrary.org/doi/epdf/10.1079/9781789247541.0001> [fecha de consulta: 25/10/2022].

- Silva, S., R. Carneiro, M. Faria, D. Souza, R. Monnerat y R. López. 2017. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for Suppression of *Meloidogyne enterolobii* on Tomato and Banana. *Journal of nematology*, 49(1), 77- 85.
- Skaf, J. S., S. A. Demler y G. A. De Zoeten. 1999. Pea Enation Mosaic Virus (Luteoviridae). [en línea]. ScienceDirect. <https://www.sciencedirect.com/topics/biochemistry-genetics-and-molecular-biology/pea-enation-mosaic-virus> [fecha de consulta: 03/09/2022].
- Smittle, D. A. y A. W. Johnson. 1982. Effects of management practices on *Meloidogyne incognita* and snap bean yield. *Journal of Nematology*, 14(1):63-68.
- Solano, G. S., H. A. Esquivel, B. R. Molina y B. B. Morera. 2015. Identificación de Especies de *Meloidogyne* Asociadas a Plantas Ornamentales de Altura en Costa Rica. Universidad de Costa Rica. [en línea]. <https://www.redalyc.org/journal/437/43738993006/html/> [fecha de consulta: 01/10/2022].
- Suasnabar, A. C., G. D. Marmolejo, S. G. Torres, C. R. V. Munive, C. A. A. Valverde y S. G. Gamarra. 2021. Cultivo de arveja. Universidad Nacional del Centro del Perú. [en línea]. <https://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12894/7485/Cultivo%20de%20arveja-Web.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [fecha de consulta: 26/07/2022].
- Subbotin, S. A., R. J. E. Palomares y P. Castillo. 2021. Systematics of Root-knot Nematodes (Nematoda: Meloidogynidae). [en línea]. <https://digital.csic.es/handle/10261/268823> [fecha de consulta: 20/09/2022].
- Sudhakar, K. A. 2012. Nematode Pests of Horticultural Crops and their management. *History of Nematology*. [en línea]. <http://ecoursesonline.iasri.res.in/mod/page/view.php?id=11606> [fecha de consulta: 10/09/2022].

- Talavera, M. T., E. Salmerón, P. M. D. Flor, D. M. Vela, R. M. Chiroso, S. Fernández y L. Verdejo. 2014. Manejo integrado de nematodos fitoparásitos en cultivos hortícolas. Granada, Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera. 22 pp.
- Talavera, R. M. 2003. Manual de Nematología Agrícola. [en línea]. <http://www.agro.unc.edu.ar/~wpweb/fitopatologia/wp-content/uploads/sites/30/2018/03/Manual-de-namatologia-agricola.pdf> [fecha de consulta: 05/09/2022].
- Terralia. 2022. *Myrothecium verrucaria*. [en línea]. https://www.terralia.com/agroquimicos_de_mexico/view_composition?book_id=3&composition_id=13619&more_info=1 [fecha de consulta: 01/11/2022].
- UCDa (University of California Davis). 2006. *Meloidogyne incognita*, Taxonomy, Common Name, Disease. (UCDa). [en línea]. <http://ucdnema.ucdavis.edu/imagemap/nemmap/ENT156HTML/nemas/meloidogyneincognita> [fecha de consulta: 27/09/2022].
- UCDa (University of California Davis). Management of Plant – feeding Nematodes. Cultural Manipulations for Nematode Management. (UCDa). [en línea]. <http://nemaplex.ucdavis.edu/Mangmnt/Cultmgmt.htm> [fecha de consulta: 26/10/2022].
- UF/IFAS (University of Florida and Institute of Food and Agricultural Sciences). 2008. Management Integrated of Nematodes. (UF/IFAS). [en línea]. <http://nematology.ifas.ufl.edu/assaylab/> [fecha de consulta: 26/10/2022].
- UPEC (Universidad Politécnica Estatal del Carchi). 2019. Identificación de las principales plagas y enfermedades en el cultivo de arveja. Issuu Inc. [en línea]. https://issuu.com/praxisconsulting5/docs/identificaci_n_de_las_principales_p [fecha de consulta: 25/08/2022].

- Valent BioSciences LLC. 2022. DiTera[®]. [en línea]. <https://www.valent.com/Products/44762bf7-6ae3-414d-a4bd-01dc6fe03fac/ditera-df-biological-nematicide> [fecha de consulta: 01/11/2022].
- Valent México. 2021. Nematicidas: DiTera[®] DF. [en línea]. <https://www.valent.mx/productos/nematicidas/diTera.php> [fecha de consulta: 01/11/2022].
- Vargas, R., A. Wang, M. Obregón y M. Araya. 2015. Efecto de *Trichoderma* spp., *Paecilomyces lilacinus* y la inyección de nematicida en el pseudotallo en el combate de *Radopholus similis* y la producción de banano. *Agronomía Costarricense*. 39 (2): 61 – 76.
- Velázquez, J. C. 2014. Mildiu de la arveja en Victoria, Entre Ríos. INIA. [en línea]. https://www.researchgate.net/publication/315526598_Mildiu_de_la_arveja_en_Victoria_Entre_Rios_Ciclo_agricola_2014 [fecha de consulta: 02/09/2022].
- Vézina, A. 2016. Root – knot nematodes. ProMusa. [en línea]. <https://www.promusa.org/Root-knot+nematodes> [fecha de consulta: 27/09/2022].
- Vicente, E. N. 2012. Conjunto Tecnológico para la Producción de Calabaza. Departamento de Cultivos y Ciencias Agroambientales, Estación Experimental Agrícola, Colegio de Ciencias Agrícolas, Recinto Universitario de Mayagüez, Universidad de Puerto Rico. p. 155.
- Vidaver, A. K. y P. A. Lambrecht. 2004. Las Bacterias como Patógenos Vegetales. [en línea]. <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/prokaryote/intro/Pages/BacteriaEspanol.aspx> [fecha de consulta: 02/09/2022].
- Vilcapoma, G. 1991. Manual de Botánica Sistemática. Lima, Perú. 22 p.

- Wunsch, M., J. Pasche, J. Knodel, K. McPhee, S. Markell, V. Chapara y S. Pederson. 2014. Pea Seed – borne Mosaic Virus (PsbMV) in Field Peas and Lentils. North Dakota State University. [en línea]. <https://www.ag.ndsu.edu/publications/crops/pea-seed-borne-mosaic-virus-psbmv-in-field-peas-and-lentils> [fecha de consulta:03/09/2022].
- Zazueta, D. F. 2007. Control orgánico de *Meloidogyne incognita* Chitwood, con extractos de neem y *Paecilomyces lilacinus* en el cultivo de pepino. CIAD. Tesis de maestría. Culiacán, Sinaloa, México. 116 p.
- Zúñiga, A. J. 2011. Efecto del extracto de Neem (*Azadirachta indica* A. Juss.) sobre el cultivo abierto del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en dos cosechas consecutivas mediante un sistema abierto. ITTG. [en línea]. <http://repositoriodigital.tuxtla.tecnm.mx/xmlui/bitstream/handle/123456789/1027/46968.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [fecha de consulta: 30/10/2022].