



CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

TESIS

Fenotipado de líneas recombinantes endogámicas (RIL`s) de Chile (*Capsicum annuum*) derivadas de la cruce CM334 x Maor en respuesta a la inoculación combinada del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) y el omiceto (*Phytophthora capsici*)

Presenta

ING. SERGIO ARELLANO ARCINIEGA

Para obtener el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS AGRONÓMICAS

Tutor

DR. JOSÉ DE JESÚS LUNA RUÍZ

Comité Tutorial

DR. ONÉSIMO MORENO RICO

DR. ALBERTO MARGARITO GARCÍA MUNGUÍA

DR. ALLEN VAN DEYNZE

Aguascalientes, Ags., junio de 2019



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES
CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **SERGIO ARELLANO ARCINIEGA**, con ID 231938, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada "**Fenotipado de líneas recombinantes endogámicas (RIL's) de chile (*Capsicum annuum*) derivadas de la cruce CM334 x Maor en respuesta a la inoculación combinada del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) y el omiceto (*Phytophthora capsici*)**" me permito emitir el VOTO APROBATORIO, para que el pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 14 de Junio de 2019


DR. JOSÉ DE JESÚS LUNA RUIZ
TUTOR



c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES
CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **SERGIO ARELLANO ARCINIEGA**, con ID 231938, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada **"Fenotipado de líneas recombinantes endogámicas (RIL's) de Chile (*Capsicum annuum*) derivadas de la cruce CM334 x Maor en respuesta a la inoculación combinada del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) y el omiceto (*Phytophthora capsici*)"** me permito emitir el VOTO APROBATORIO, para que el pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 14 de Junio de 2019

P.A.

DR. ALLEN VAN DEYNZE
CO-TUTOR



c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES
CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **SERGIO ARELLANO ARCINIEGA**, con ID 231938, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada "**Fenotipado de líneas recombinantes endogámicas (RIL's) de Chile (*Capsicum annuum*) derivadas de la cruza CM334 x Maor en respuesta a la inoculación combinada del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) y el omiceto (*Phytophthora capsici*)**" me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que el pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 14 de Junio de 2019

DR. ONÉSIMO MORENO RICO
Miembro del Comité Tutorial



c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV



UNIVERSIDAD AUTONOMA
DE AGUASCALIENTES
CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

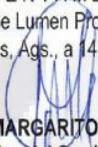
DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **SERGIO ARELLANO ARCINIEGA**, con ID 231938, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada "**Fenotipado de líneas recombinantes endogámicas (RIL's) de Chile (*Capsicum annuum*) derivadas de la cruce CM334 x Maor en respuesta a la inoculación combinada del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*) y el omiceto (*Phytophthora capsici*)**" me permito emitir el VOTO APROBATORIO, para que el pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 14 de Junio de 2019


DR. ALBERTO MARGARITO GARCÍA MUNGUÍA
Miembro del Comité Tutorial



c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV

DRA. EN ADMÓN. MARÍA DEL CARMEN MARTÍNEZ SERNA
DIRECTORA GENERAL DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
P R E S E N T E.

Por medio de la presente me permito comunicarle a usted que la tesis titulada "FENOTIPADO DE LÍNEAS RECOMBINANTES ENDOGÁMICAS (RIL's) DE CHILE (CAPSICUM ANNUUM) DERIVADAS DE LA CRUZA CM334 x MAOR EN RESPUESTA A LA INOCULACION COMBINADA DEL NEMATODO AGALLADOR (MELOIDOGYNE INCOGNITA) Y EL OMICETO (PHYTOPHTHORA CAPSICI)", del alumno **SERGIO ARELLANO ARCINIEGA**, egresado de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias, respeta las normas y lineamientos establecidos institucionalmente para su elaboración y su autor cuenta con el voto aprobatorio de su tutor y comité tutorial.

Sin más por el momento aprovecho la ocasión para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
Jesús María, Ags., 14 de junio del 2019
"SE LUMEN PROFERRE"



Dr. Raúl Ortiz Martínez
Decano del Centro



c.c.p. Jefa del Departamento de Control Escolar
c.c.p. Sección de Certificados y Títulos
c.c.p. Secretario Técnico
c.c.p. Estudiante
c.c.p. Archivo

AGRADECIMIENTOS

A **El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)** por otorgarme la beca durante mis estudios de posgrado.

A la **Universidad Autónoma de Aguascalientes** por la oportunidad brindada para realizar mis estudios de maestría.

Al **Dr. José de Jesús Luna Ruiz** por su apoyo como mi Tutor en este proyecto y por su ayuda, tiempo dedicado y confianza incondicional, gracias por ayudarme a concluir el posgrado.

Al **Dr. Onésimo Moreno Rico** por su confianza y por brindarme su apoyo y conocimientos para salir adelante con la investigación.

Al **Dr. Alberto Margarito García Munguía** por aceptar ser parte de este trabajo, así como su disposición y confianza para concluir satisfactoriamente este trabajo.

Al **Dr. Allen Van Deynze** por su apoyo en la visita a su laboratorio en la Universidad de California, Davis y las facilidades que me brindo para realizar la estancia.

A los amigos **M. en C. Alejandro Torres** y **M. en C. Aracely Guadalupe** por su ayuda, y consejos en este proyecto realizado.

A **mis compañeros y amigos de la maestría**, por las experiencias y apoyo tanto profesional como personalmente, en especial al trabajo realizado conjuntamente con las Biol. Pau y Koko.

A todos, muchas gracias.

DEDICATORIAS

A mi esposa **Mercedes Borja Bravo**, por su apoyo, dedicación, entrega, paciencia y apoyo a lo largo de todos los momentos vividos, que gracias a un esfuerzo compartido se logró concluir este gran objetivo.

Con especial cariño dedico este proyecto a mi familia en Durango por apoyarme en lo profesional desde que elegí mi carrera, brindarme su confianza y respaldo para concluir este proceso, gracias por todo.

Agradezco a la familia Bravo, de la cual ya me considero uno de ellos y que siempre me dan ánimos y sus buenas vibras para seguir avanzando.

Muy especialmente a DIOS quien me dio la oportunidad de cumplir con esta etapa de mi vida y por la familia que me dio, por la gente que ha puesto en mi camino y por todas las satisfacciones a lo largo de mi vida.

GRACIAS

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. JUSTIFICACIÓN.....	5
3. MARCO TEÓRICO	6
3.1. EL CULTIVO DE CHILE	6
3.1.2. <i>Capsicum annuum</i>	8
3.1.3. Diversidad en chiles	9
3.2. Especies de <i>Meloidogyne</i>	10
3.2.1. Ciclo de vida.....	11
3.2.2. Morfología	14
3.2.3. Ecología	18
3.2.4 Sintomatología	21
3.2.5 Importancia económica	22
3.2.6 Distribución mundial.....	23
3.2.7 Hospedantes y distribución en México	23
3.3. <i>Phytophthora capsici</i>	24
3.3.1. Importancia	24
3.3.2. Morfología	25
3.3.3. Ciclo de vida.....	26
3.3.4. Distribución	28
3.3.5. Síntomas	28
3.3.6. Control genético	29
3.3.7. Resistencia vertical	30
3.3.8. Resistencia horizontal.....	30
3.3.9. Resistencia genética a <i>Phytophthora capsici</i> Leonian.	31
3.4. Interacción entre <i>Phytophthora capsici</i> y <i>Meloidogyne incognita</i>	32
3.4.1. Resistencia de CM-334 a nematodos	33
3.4.2 Resistencia de CM-334 a <i>Phytophthora capsici</i>	33
4. HIPÓTESIS y OBJETIVOS.....	35
4.1 HIPÓTESIS	35
4.2 OBJETIVO GENERAL	35
4.2.1 OBJETIVOS ESPECIFICOS	35
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	35

5.1 CARACTERIZACIÓN MORFOAGRONÓMICA DE FRUTOS Y MULTIPLICACIÓN DE SEMILLA	36
5.1.1 Origen del germoplasma.....	36
5.1.2 Siembra y producción de planta.....	36
5.1.3 Trasplante y manejo de la plantación.....	37
5.1.4 Muestreo y caracterización morfológica de frutos	37
5.1.5 Extracción, desinfección y conservación de semilla.....	37
5.2 EVALUACION DE LAS RIL´s CONTRA <i>M. incognita</i> y <i>P. capsici</i>	38
5.2.1 Siembra y producción de planta.....	38
5.2.2 Origen e identificación de <i>M. incognita</i>	38
5.2.3 Preparación de inóculo de <i>M. incognita</i>	43
5.3 Origen y producción de inóculo de <i>P. capsici</i>	44
5.4 Diseño y establecimiento del experimento	44
5.5 Inoculación con <i>M. incognita</i> y <i>P. capsici</i>	46
5.6 Extracción y procesamiento de plantas	48
5.7 Variables de respuesta.....	49
5.8 Análisis estadísticos de los datos.....	50
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	51
6.1 CARACTERISTICAS DEL FRUTO Y MULTIPLICACION DE SEMILLAS.....	51
6.1.1 Caracterización del fruto	51
6.1.2 Multiplicación de semillas de las RIL´s y sus progenitores	52
6.2 RESPUESTA DE RIL´s y PROGENITORES A INOCULACIONES CONTROLADAS CON <i>M. incognita</i> y <i>P. capsici</i>	53
6.2.1 Peso fresco y seco de los progenitores	53
6.2.2 Peso fresco RIL´s.....	54
6.2.3 Peso seco RIL´s.....	55
6.2.4 Pérdida de verdor de los progenitores	56
6.2.5 Pérdida de verdor de las RIL´s.....	56
6.2.6 Severidad de agallamiento de los progenitores	59
6.2.7 Severidad de agallamiento de las RIL´s.....	60
6.2.8 Incidencia por agallamiento en progenitores.....	62
6.2.9 Incidencia de agallamiento en las RIL´s.....	63
6.2.10 Sobrevivencia por agallamiento de progenitores	63

6.2.11 Severidad por agallamiento de las RIL's	64
6.2.12 Severidad por pudrición de raíz en los progenitores	65
6.2.13 Severidad por pudrición de raíz en las RIL's	67
6.2.14 Incidencia por pudrición de raíz de los progenitores	69
6.2.15 Incidencia por pudrición de raíz de los RIL's	69
6.2.16 Sobrevivencia por pudrición de raíz de progenitores	70
6.2.17 Sobrevivencia por pudrición de raíz de las RIL's	71
7. Conclusiones	72
8. BIBLIOGRAFIA	73
ANEXO A	91
ANEXO B	99
ANEXO C	107
ANEXO D	119

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Escala de resistencia	50
Tabla 2. Características del fruto de 114 RIL's y sus dos progenitores.....	51
Tabla 3. ANOVA pérdida de verdor.....	57
Tabla 4. Comparación de medias Tukey para pérdida de verdor por tratamiento.	57
Tabla 5. Pérdida de verdor de RIL's	58
Tabla 6. ANOVA Severidad de agallamiento	60
Tabla 7. Comparación de medias Tukey para severidad de agallamiento.....	61
Tabla 8. ANOVA Severidad de pudrición de raíz	67
Tabla 9. Comparación de medias Tukey para severidad por pudrición de raíz.	67

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Ciclo de vida del nematodo.....	15
Figura 2: <i>Meloidogyne</i>	17
Figura 3: Ciclo de vida de <i>Phytophthora capsici</i>	28
Figura 4. Técnica del hipoclorito de sodio y fusina ácida para teñir nematodos en raíces	40
Figura 5. Técnica de obtención de patrones perineales de hembras de <i>Meloidogyne incognita</i>	42

Figura 6. Identificación de *Meloidogyne incognita* mediante la presencia de patrones típicos perineales de hembras. 43

Figura 7. Esterilización de sustratos (a) y llenado de camas (b)..... 45

Figura 8. Trasplante de RIL´s..... 46

Figura 9. Inoculación con *M. incognita* 47

Figura 10. Inoculación con *P. capsici*. 47

Figura 11. Registro fotográfico: respuesta de una línea a los tratamientos. 48

Figura 12. Escala cuantitativa de infección radical. 49

Figura 13. Rasgos del fruto en los progenitores (CM334 y Maor) y la RIL-8 52

Figura 14. Peso fresco y seco por planta de los progenitores 53

Figura 15. Frecuencia de RIL´s según el peso fresco por tratamiento..... 54

Figura 16. Frecuencia de RIL´s según el peso seco por tratamiento..... 55

Figura 17. Pérdida de verdor de los progenitores..... 56

Figura 18. RIL 116 con nula pérdida de verdor. 58

Figura 19. Pérdida de verdor de las RIL´s..... 59

Figura 20. Severidad de agallamiento de los progenitores..... 60

Figura 21. Severidad de agallamiento de RIL´s por Tratamiento..... 61

Figura 22. Incidencia de agallamiento de los progenitores..... 62

Figura 23. Incidencia de agallamiento de las RIL´s 63

Figura 24. Supervivencia por agallamiento de los progenitores. 64

Figura 25. Supervivencia por agallamiento de las RIL´s..... 65

Figura 26. Severidad por pudrición de raíz de los progenitores por tratamiento 66

Figura 27. Progenitor CM-334..... 66

Figura 28. Severidad por pudrición de raíz de las RIL´s por tratamiento 68

Figura 29. Incidencia de pudrición de raíz de los progenitores..... 69

Figura 30. Incidencia de pudrición de raíz de las RIL`s. 70

Figura 31. Supervivencia de los progenitores por pudrición de raíz. 71

Figura 32. Supervivencia de las RIL´s por pudrición de raíz..... 71

ACRÓNIMOS

J2	Juvenil dos	mm	Milímetro
J3	Juvenil tres	°C	Grados Centígrados
J4	Juvenil cuatro	pc	Peso corporal
L	Litro	p/v	Peso sobre volumen
min	Minuto	pH	Potencial de Hidrógeno
mL	Mililitro	SAS	Statistical Analysis System
g	Gramos	SIAP	Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera
h	Hora	µm	Micromol
kg	Kilogramo	Nd	Dato no disponible
%	Porcentaje		

RESUMEN GENERAL

Los problemas fitosanitarios provocados por *Meloidogyne incognita* y *Phytophthora capsici* Leonian causan importantes pérdidas en el rendimiento y producción de chile en México y el mundo. Una forma efectiva para combatir afectaciones provocadas por estos agentes es a través de la resistencia genética. El objetivo de este trabajo fue evaluar la respuesta de una población de líneas recombinantes auto fecundadas (RIL's) de chiles (*Capsicum annuum*) provenientes de la cruce entre CM-334 (resistente) y Maor (susceptible) contra la inoculación combinada de *Meloidogyne Incognita* y *Phytophthora Capsici*. Para cumplir con lo planteado, se utilizaron un grupo de 114 RIL's y dos progenitores: Criollo de Morelos 334 (CM334) y pimiento dulce Maor, proporcionadas por el Centro de Biotecnología de Semillas de UC Davis. En una primera fase se hizo una caracterización morfoagronómica de frutos y multiplicación de semillas. Posteriormente, se evaluaron los progenitores y las RIL's contra los patógenos, para esta etapa se estableció en invernadero un experimento factorial que consistió en cuatro tratamientos: 1) Inoculación con *Meloidogyne incognita*, 2) Inoculación con *Phytophthora capsici*, 3) Inoculación combinada de *Meloidogyne incognita* + *Phytophthora capsici* y 4) Control. Para la evaluación se registraron datos de 8 variables respuesta de los progenitores y RIL's, mismos que fueron analizados con estadística básica por línea y tratamiento, análisis de varianza para un diseño factorial y prueba de Tukey. Los progenitores y RIL's mostraron un menor peso fresco y seco con la inoculación combinada de ambos patógenos. Ambos progenitores mostraron una pérdida de verdor similar al ser inoculados con el nematodo. El tipo de tratamiento mostró ser un factor significativo a un 95% de confianza ($p\text{-valor}= 0.000$) en la pérdida de verdor, la severidad de agallamiento y severidad por pudrición de la raíz de las RIL's; además, con la prueba de Tukey se confirmó que las medias de los tratamientos fueron diferentes entre sí. En conclusión, la inoculación combinada de *Meloidogyne incognita* y el oomiceto *Phytophthora capsici* en la planta de chile provoca un mayor daño, que cuando se inoculan de manera aislada. La interacción de ambos patógenos causa mayor

pérdida de verdor, severidad por agallamiento, severidad por pudrición de raíz e incidencia y menor sobrevivencia en las plantas.

ABSTRACT

The phytosanitary problems caused by *Meloidogyne incognita* and *Phytophthora capsici* Leonian cause significant losses in the yield and production of chili in Mexico and the world. An effective way to combat affectations caused by these agents is through genetic resistance. The objective of this work was to evaluate the response of a population of self-fertilized recombinant lines (RIL's) of chili peppers (*Capsicum annuum*) from the cross between CM-334 (resistant) and Maor (susceptible) against the combined inoculation of *Meloidogyne Incognita* and *Phytophthora Capsici*. To comply with the proposal, a group of 114 RIL's and two parents were used: Criollo de Morelos 334 (CM334) and Maor sweet pepper, provided by the Seed Biotechnology Center of UC Davis. In a first phase, a morphoagronomic characterization of fruits and multiplication of seeds was made. Afterwards, parents and RIL's were evaluated against pathogens, for this stage a factorial experiment was established in greenhouse, which consisted of four treatments: 1) Inoculation with *Meloidogyne incognita*, 2) Inoculation with *Phytophthora capsici*, 3) Combined inoculation of *Meloidogyne incognita* + *Phytophthora capsici* and 4) Control. For the evaluation, data of 8 variables of response of the parents and RIL's were recorded, which were analyzed with basic statistics by line and treatment, analysis of variance for a factorial design and Tukey test. The progenitors and RIL's showed a lower fresh and dry weight with the combined inoculation of both pathogens. Both parents showed a loss of greenness similar to being inoculated with the nematode. The type of treatment showed to be a significant factor at 95% confidence (p-value = 0.000) in the loss of greenness, the severity of galling and severity by root rot of the RIL's; In addition, with Tukey's test it was confirmed that the means of the treatments were different from each other. In conclusion, the combined inoculation of *Meloidogyne incognita* and the oomycete *Phytophthora capsici* in the pepper plant causes greater damage, than when inoculated in isolation. The interaction of both pathogens

causes greater loss of greenness, severity due to galling, severity due to root rot and incidence and lower survival in plants.

1. INTRODUCCIÓN

El chile cultivado (*Capsicum annuum*) es de origen mexicano, se encuentra en gran parte de México, y pertenece a la familia de las solanáceas (Russo, 2012). El género *Capsicum* está formado por más de 40 especies, pero solo cinco han sido domesticadas, de las cuales en México se cultivan cuatro: *C. annuum* L., *C. frutescens* L., *C. pubescens* Ruiz & Pavón y *C. chinense* Jacq; la otra especie domesticada - *C. baccatum* L, se localiza y cultiva en Sudamérica (Bosland y Votava, 2012).

Desde el punto de vista agrícola y económico, la especie más importante es *C. annuum* (Moreno-Pérez y col.,2011), al presentar gran variabilidad en forma, tamaño, color, sabor y picor, con una distribución desde el nivel del mar hasta los 2,500 m (Hernández-Verdugo y col., 1998).

El chile es una hortaliza muy importante en México y a nivel mundial; en nuestro país se produce chile verde en las 32 entidades, y más del 50 % de la República Mexicana lo producen con fines comerciales (Castañón-Nájera y col., 2008).

En la actualidad es de gran importancia económica y social, en 2017 la superficie cosechada en México fue mayor a las 160.4 mil has con una producción anual superior a las 3.29 millones de toneladas. En ese mismo año, en el estado de Aguascalientes se establecieron 1,125 ha con una producción anual de 20,266 t (SIAP 2018).

En los últimos años el rendimiento de chile ha sido muy fluctuante y se ha visto afectado por problemas fitosanitarios causados por diferentes fitopatógenos, entre ellos los nematodos agalladores como *Meloidogyne incognita*, y el oomiceto *Phytophthora capsici* Leonian.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

P. capsici causa la enfermedad conocida como “marchitez del chile”, que genera pérdidas significantes en los cultivos de chile alrededor del mundo, ocasiona pudrición de raíces y en la base del tallo principalmente; la severidad depende de las condiciones ambientales, la virulencia de los aislados y la cantidad del inóculo presente en el suelo (Park y col., 2008) (*Phytophthora Database*, 2015). Guigón y González (2010) reportaron que la enfermedad reduce el rendimiento hasta un 40% de la producción en México.

Por su parte, el nematodo agallador *M. Incognita* infecta y reduce el crecimiento y funcionamiento del sistema radicular al formar agallas dentro de las raíces como sitios especializados de alimentación del nematodo; la infección por *M. incognita* provoca que el mecanismo de defensa de la planta sea lenta, debilitando la eficiencia de la planta para asimilar nutrientes, lo cual origina una reducción significativa en la producción; de hecho, si la infección es crónica y puede causar la muerte de la planta (Baadoo, 2016). Las especies del género *Meloidogyne*, por su amplia distribución y alta capacidad destructiva, han sido consideradas las más importantes en la agricultura mundial (Barbary y col., 2015).

La resistencia genética a fitopatógenos es una alternativa para el manejo y control de enfermedades vegetales. En el caso de los chiles y pimientos, existe gran diversidad genética en especies domesticadas y silvestres de *Capsicum* para desarrollar cultivares resistentes a diferentes fitopatógenos. A la fecha ya se han identificado y utilizado algunas fuentes de resistencia contra *P. capsici* (Hyo y col., 2010), donde sobresale el chile criollo de Morelos 334 (CM-334), un tipo serrano que ha mostrado resistencia a todas las cepas patogénicas de *P. capsici* probadas (Zavaleta, 2009). CM334 también es resistente a diferentes nematodos agalladores (*M. incognita*, *M. arenaria*. y *M. javanica*), de los cuales destaca *M. incognita* como uno de los principales patógenos del suelo a nivel mundial (Pegard y col., 2005).

Algunos estudios han mostrado que CM334 es susceptible a *P. capsici* en presencia del nematodo agallador *Nacobbus aberrans*. Las plantas de CM334 son susceptibles al oomiceto cuando el nematodo *N. aberrans* se inocula previo a *P.*

capsici; este fenómeno es conocido como “rompimiento de la resistencia” (Trujillo-Viramontes y col., 2005).

El conocimiento sobre la diversidad genética presente en parcelas de los productores es todavía muy pobre. Los sistemas productivos, de manejo y consumo, junto con el uso de variedades tradicionales conllevan al incremento y conservación de la variabilidad entre y dentro de especies cultivadas como *Capsicum* (Latournerie y col., 2002). En ese sentido, los recursos fitogenéticos relacionados con el género *Capsicum*, adquieren gran relevancia por el potencial genético que presentan y por ser la base para obtener variedades mejoradas (Moreno-Pérez y col., 2011). Al respecto, Rodríguez y col. (2007) indican que se requiere caracterizar y rescatar la diversidad genética que se encuentra dispersa en las variedades criollas y en los parientes silvestres de *Capsicum spp.*, ya que constituyen un reservorio bastante amplio para el mejoramiento genético del cultivo. La caracterización morfológica de variedades vegetales es de mucha utilidad, porque permite identificar descriptores útiles y de importancia agronómica, así como para la clasificación e identificación de grupos genéticos. En particular, los estudios realizados sobre la diversidad del género *Capsicum*, se han basado en métodos descriptivos por medio de caracteres morfológicos de planta, flor y fruto (Moreno-Pérez y col., 2011). A la fecha se han encontrado variaciones en caracteres relacionados con la fenología, la arquitectura de la planta, la flor y la forma del fruto (Bosland y Votava, 2012).

En el presente trabajo se busca entender mejor los mecanismos de interacción y resistencia genética al complejo *M. incognita-P. capsici*.

2. JUSTIFICACIÓN

Diversos organismos fitopatógenos son causantes de siniestros agrícolas parciales o totales; entre esos organismos fitopatógenos se encuentran hongos, bacterias, virus y nematodos, cuyos daños pueden variar de acuerdo a la región en que se ubiquen (Velásquez y col., 2012). Como consecuencia, algunas regiones productoras importantes han disminuido la superficie de siembra y/o la producción se ha desplazado a nuevas áreas (Velásquez y col., 2013). El oomiceto *P. capsici* y

el nematodo agallador *M. incognita* son devastadores del cultivo de chiles ya que en México se ha perdido hasta el 100% de la producción (Pérez y col., 2003). Las aplicaciones de agroquímicos para el control de estos fitopatógenos han provocado razas o cepas resistentes a los plaguicidas y persistencia en los campos infectados (Rehrig, y col., 2014,).

El uso de agroquímicos es el método convencional que se ha utilizado por décadas para contrarrestar los daños en el cultivo. Los sistemas de producción basados en el monocultivo también han contribuido para que nematodos y oomicetos se vuelvan resistentes a plaguicidas y ataquen con más severidad al monocultivo. Por si fuera poco, las variedades existentes en el mercado son de estrecha base genética (Caspar, 2016), dando como resultado altos grados de podredumbre radicular por *P. capsici* y *M. incognita* en monocultivos solanáceos (Barchenger y col., 2016).

La resistencia genética es el método de manejo más deseable (Fazari y col., 2012), pero es necesario realizar experimentos para tener certeza y alternativas confiables para el control de estos problemas fitosanitarios. El mejoramiento genético es la práctica ideal para el manejo de patógenos vegetales; el oomiceto *P. capsici* y el nematodo agallador *M. incognita* son retos importantes en la producción mundial de Chile.

El presente trabajo se centró en la evaluación contra la inoculación combinada de *P. capsici* y *M. incognita* además del fenotipado de una población de líneas recombinantes endogámicas de Chile (*C. annuum*) derivadas de la cruce entre CM334 y Maor, un pimiento dulce susceptible a *M. incognita* y *P. capsici*. Con los resultados se busca contribuir a la generación de alternativas para el control y manejo de del nematodo agallador (*M. incognita*) y el oomiceto *P. capsici*.

3. MARCO TEÓRICO

3.1. EL CULTIVO DE CHILE

En la actualidad, pimiento, chiles y ajíes están presentes en zonas templadas y cálidas del mundo, de acuerdo a la información arqueológica, análisis geográficos

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

y genéticos, los investigadores mencionan que *Capsicum annuum* fue domesticado en México o el norte de Centro América, algunos de sus usos prehispánicos siguen vigentes en la cultura mexicana junto con el maíz, el frijol y la calabaza, el chile ha formado parte de la dieta básica de México desde hace más de 5000 años, ya que formaban un complejo nutritivo que proporcionó al mexicano los ingredientes nutricionales más importantes para su desarrollo biológico (Nuez y col., 2003).

México es la región del mundo en donde se produce chile en fresco y seco, además, el mayor número de variedades, las cuales dependen de la región de acuerdo a como algunas se adaptan mejor a ciertas condiciones ambientales, así como de la cultura productiva y de consumo. El papel que jugó el *capsicum* fue el aporte de variedad, sabor, picor y color a una dieta un poco monótona. También funcionó como un estimulante para el apetito, aportó las vitaminas A y C, así como algunos minerales (Russo, 2012).

3.1.1 Clasificación científica de los chiles

Clasificación del chile es las siguiente:

Nombre científico: *Capsicum annumm* (chile)

Reino: Plantae

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Género: Capsicum

Grin (2014)

En el mundo, el segundo país productor de chile es México, con una producción mayor a los dos millones de toneladas anuales (SIAP, 2018), además es considerado como un producto de alta prioridad estratégica, por varios factores: 1) la importancia que tiene dentro de la alimentación de la población mexicana; 2) la tradición productiva que acompaña al cultivo; y 3) la importancia socioeconómica que posee en el sector agrícola y como generador de empleos dentro de la

economía del sector rural. Además, es un producto con gran aceptación en el mercado nacional e internacional (Figueroa y col., 2012).

México se destaca a nivel mundial por tener la mayor variabilidad genética de *Capsicum annuum*, que ha dado origen a un gran número de variedades o tipos de chiles, entre los que destacan el serrano, jalapeño, chilaca (pasilla cuando esta deshidratado), Mirasol y pimentón (Vallejo y Estrada, 2004).

3.1.2. *Capsicum annuum*

El género *Capsicum* pertenece a la familia de las Solanaceas, cuyas especies son todas originarias de América, de donde se realizó su dispersión por todo el mundo por su alta adaptabilidad y aceptación (Djian-Caporalino y col., 2007). En este género se han descrito cinco especies domesticadas, *C. annuum* L., *C. frutescens* L., *C. chinense* Jacq., *C. baccatum* L. y *C. pubescens* (Hernandez-Verdugo y col., 1999) y 25 especies semidomesticadas y silvestres, las que son diploides, con número de cromosomas básico de $2n= 24$ para la mayoría de las especies, mientras que una proporción menor de especies silvestres presenta $2n= 26$ cromosomas (Moscone y col., 2006). *C. annuum* L., *C. frutescens* L., *C. chinense* Jacq., componen el complejo *annuum* caracterizado por poseer flores de corola blanca y una relativa cercanía filogenética, mientras que *C. baccatum* (flores de corola blanca con manchas amarillas verdosas) y *C. pubescens* (flores de corola púrpuras y semillas negras y rugosas) pertenecen a complejos diferentes (Pickersgill, 1971).

México, es un país con gran diversidad vegetal en el mundo, aquí se han domesticado especies vegetales que forman parte importante de la alimentación mundial, el chile *capsicum* fue de las primeras plantas domesticadas que sirvió como alimento de la población mexicana (Peregrin y col., 2016).

Existe una gran cantidad de especies domesticadas que se cultivan, de acuerdo a su amplia diversidad, caracterizados por su color, olor, sabor, picor y tamaños,

como son 22 clases de chiles verdes y 12 de chile seco (Aserca, 2015), dentro de estas se encuentra el chile (*Capsicum annum*), como consecuencia de los procesos de domesticación, las plantas cultivadas mantienen menores niveles de variación genética y son más susceptibles a plagas y enfermedades que sus parientes silvestres más cercanos. Los parientes silvestres de las plantas cultivadas son una fuente importante de genes de resistencia contra factores bióticos y abióticos que limitan la producción agrícola. La diversidad genética de especies de plantas ha mejorado desde su fenotipo, así como el uso de marcadores moleculares, debido a su importancia de producción, comercialización y consumo a nivel mundial. Se ha analizado la caracterización morfológica para continuar utilizando la diversidad fenotípica en especies de chiles domesticados y silvestres; estos descriptores permiten una discriminación fácil y rápida entre fenotipos, con caracteres altamente heredables y que pueden ser fácilmente detectados a simple vista (Engels y col., 2006).

3.1.3. Diversidad en chiles

Las variables de fruto en el género *Capsicum* son las que muestran mayor variación entre el germoplasma, como lo son; diámetro, peso, longitud, ancho, forma y espesor del pericarpio (Do Rego y col., 2011), de igual manera se ha encontrado variación morfológica en variables vegetativas, además las flores son las variables con menor variación, siendo básicamente las que más se utilizan para diferenciar especies de este género, se ha señalado a las variables cualitativas para distinción entre especies y las variables cuantitativas se utilizan como caracteres de diversidad genética dentro de especies (Ortiz y col., 2010; Ibiza y col., 2011).

Para analizar la diversidad genética de las especies del genero *Capsicum*, en la actualidad se hace uso de marcadores moleculares, para cuantificar poliformismo basado en ADN, como complemento a la caracterización morfológica, de gran utilidad en estudios intraespecificos (Laurentin y col., 2009). Por medio de RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA), AFLP (Amplified Fragment Length

Polymorphism) y SSR (Simple Sequence Repeats) se ha estudiado la diversidad genética en el cultivo de chile, AFLP y SSR son marcadores codominantes que se encuentran distribuidos por todo el genoma, por lo que se utiliza para hacer selección asistida, diferenciación varietal y huella genética (Lightfoot y Iqbal, 2013; Moses y col., 2016).

En la mayoría de las especies hortícolas, la utilización de las especies relacionadas se ha dirigido principalmente a cribados para la búsqueda de fuentes de resistencia a diversas virosis, bacterias, hongos y nematodos. Respecto a los factores de calidad, estos son dependientes de la forma de consumo. Así, para el consumo como hortaliza, son fundamentales la calidad (sabor, textura, olor y color), el valor nutritivo y la calidad externa, además de la pungencia y la capacidad colorante (Rodríguez-Burruezo y Nuez, 2006).

3.2. Especies de *Meloidogyne*

En el género *Meloidogyne* (Göldi, 1892) se encuentra ubicado el grupo de nematodos fitopatógenos conocidos como agalladores o noduladores. Su elevada capacidad de adaptación le ha permitido parasitar a más de 2000 especies de plantas alrededor del mundo. Son un grupo polífago de importancia económica, altamente adaptados como parásitos obligados, están distribuidos cosmopolitamente y parasitan a cualquier tipo de cultivo (granos, hortalizas, ornamentales, frutales), *Meloidogyne spp.*, esta reportado tanto en los trópicos como en los subtrópicos y en las regiones templadas, ya sea en campo o en invernadero. Es el nematodo que más se ha estudiado por ser el que más daños causa a cultivos de importancia económica ya que afectan tanto el volumen de producción como la calidad misma de los cultivos; además, no sólo causan daño directo a las plantas, sino que también se ha demostrado que muchas especies predisponen a las plantas a la infección por otros patógenos como bacterias y hongos (Marban-Mendoza, 2004; 1992). De las casi 60 especies de nematodos agalladores del género *Meloidogyne* sólo cuatro especies causan daños considerables en hortalizas, tales especies son *Meloidogyne incognita* (Kofoid y

Wite, 1919) Chitwood, 1949; *Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949; *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 y *Meloidogyne hapla* Chitwood, 1949. (Zuckernan y col., 1994).

Clasificación taxonómica del género *Meloidogyne*

Según Sosa-Moss (1990), la clasificación de *Meloidogyne* es la siguiente:

Clase: Secernentea

Orden: Tylenchida

Suborden: Tylenchina

Superfamilia: Tylenchoidea

Familia: Heteroderidae

Subfamilia: Meloidogyninae

Género: *Meloidogyne*

3.2.1. Ciclo de vida

La duración del ciclo de vida en las diferentes especies de *Meloidogyne* depende de varios factores externos tales como temperatura, humedad y características físico- químicas del suelo y comienza con un huevo, generalmente en el estado unicelular, va de 3 a 4 semanas en hospederos susceptibles presentes en suelos ligeros con temperaturas que oscilan entre los 25 y 30°C, y puede presentarse 3 a 10 generaciones por año (Dropkin, 1980). La morfología de los nematodos agalladores cambia durante su ciclo de vida, dicho ciclo inicia cuando los huevos son depositados en una matriz gelatinosa y comienza su desarrollo, hasta que se forma el juvenil del primer estadio (J1), al término de la embriogénesis, mudan inmediatamente a juveniles del segundo estadio (J2) mientras están todavía en el interior del huevo; posteriormente los J2, una vez establecida la relación parasítica con el hospedante y luego de un período de alimentación de 3 a 8 semanas, mudan rápidamente tres veces para desarrollarse en un macho o en una hembra adulta (Eisenback, 1985; Esser y col., 1976; Albuquerque y col., 2010).

El juvenil al dejar el huevo se mueve a través del suelo en busca de una raíz de la que pueda alimentarse. Los juveniles de segundo estadio (J2) se caracterizan por ser inicialmente móviles y vermiformes, aunque más tarde se hacen sedentarios y

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

saculares durante la etapa parásita de su ciclo de vida. Su esqueleto cefálico es hexarradiado, el estilete delgado con nódulos basales y miden menos de 23 μm . Poseen en la cola una porción hialina que mide menos de la mitad de la longitud total de la cola, los J2 son infectivos y por lo general penetran en la raíz y con sus estiletes perforan las paredes de las células e inyectan secreciones de sus glándulas esofágicas, que causan un agrandamiento de las células (hipertrofia) en el cilindro vascular y aumentan la proporción de la división celular (hiperplasia) en el periciclo. Estas células transformadas son los denominados sitios permanentes de alimentación y se les conoce como células gigantes, las cuales son multinucleadas y contienen hasta 80 núcleos cada una; además, cada núcleo es polinucleolado (con un aumento de hasta ocho veces el número de cromosomas). El sistema reproductor en los J2 comienza a desarrollarse poco después de que la alimentación se ha iniciado. En el caso de los juveniles del tercer (J3) y cuarto (J4) estadio, se caracterizan por ser sedentarios dentro de las raíces del hospedante; su cuerpo es hinchado con la porción terminal redonda y no poseen estilete. Tanto los J3 como los J4 se desarrollan dentro de la cutícula del J2, la que retiene la punta de la cola. Estos y muchos otros cambios inducidos por la infección de *Meloidogyne* se atribuyen a los cambios en los niveles de expresión de genes, induciendo la sobre expresión de algunos y reprimiendo la expresión de otros (Moens y col., 2009).

Al formar las células gigantes y las agallas, aumenta el ancho del juvenil y hay una dilatación considerable de las glándulas esofágicas. Las células del primordio genital se dividen y éste se agranda haciéndose notorias dos ramificaciones en el caso de las que serán hembras o formando un cuerpo alargado en aquellos que serán machos. Cerca de la parte posterior del cuerpo de la hembra, las seis glándulas rectales comienzan a agrandarse. Cuando se completan la segunda y tercera muda, el estilete y el bulbo medio desaparecen. Poco después de la última muda, el estilete y el bulbo medio se regeneran, se forman el útero y la vagina y el patrón perineal se hace visible (Guiran 1983; Taylor y Sasser, 1983; Perry y Moens, 2009). Después de varias generaciones una misma agalla puede contener

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

un gran número de hembras de varias fases de maduración (Guiran, 1983; Agrios, 2005; 1996).

En el caso de los machos, los J3 presentan lo que será la gónada masculina cerca del final posterior del cuerpo y el recto es visible. En los J3 y J4, el estilete no es visible. Posterior al J4, ocurre una rápida metamorfosis mediante la cual el cuerpo se alarga y se desarrolla dentro de la cutícula del juvenil. Los machos son vermiformes, móviles y no se alimentan, poco después de la última muda, abandonan las raíces y se mueven libremente por el suelo.

En muchos casos los machos no son necesarios para la reproducción por lo que varias especies de *Meloidogyne* se reproducen por fecundación cruzada o partenogénesis meiótica facultativa. Los machos en poblaciones sin partenogénesis aseguran una diversidad genética por recombinación, ya que la producción de machos en poblaciones que se reproducen por partenogénesis meiótica es un muy buen mecanismo de sobrevivencia cuando las plantas están bajo estrés. Las hembras por su parte son sedentarias, hinchadas, globulares o en forma de pera, con cutícula delgada, sin cola y con el ano y vulva terminales. El poro excretor es anterior al metacorpus, cerca de la base de los nódulos del estilete. El estilete es menor de 25 μm , con nódulos basales bien desarrollados. Las glándulas esofágicas se sobrepone al intestino ventralmente. En la región anterior y en el cuello, presentan anulaciones corporales marcadas las cuales posteriormente suelen ser más someras y apartadas hasta desaparecer completamente y reaparecer en la región posterior del cuerpo de manera más marcada y muy cercanas entre sí. Estas anulaciones forman un patrón característico a manera de huella digital alrededor del ano y la vulva (patrón perineal). El recto está modificado con 6 glándulas rectales especializadas en la producción de una matriz gelatinosa que protege a los huevos de la depredación y desecación. Presentan dos gónadas muy alargadas y enrolladas en la cavidad del cuerpo. Los machos son vermiformes y móviles, con esqueleto cefálico hexarradiado y estilete delgado con nódulos basales evidentes, la cola es corta, redondeada y sin bursa. Presentan generalmente un testículo y ocasionalmente

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

dos, un par de espículas delgadas, pueden presentar intersexos o bien, machos con reversión sexual. Se sabe que los juveniles desarrollan mayor número de machos que de hembras, y dado que éstos no se alimentan, bajo estas condiciones la presión sobre la planta con estrés se reduce (Magunacelaya y Dagnino, 1999).

3.2.2. Morfología

Durante el ciclo de vida cambia la morfología del nematodo agallador (Guiran, 1983) Taylor y Sasser, 1978). Los nematodos del género *Meloidogyne* presentan dimorfismo sexual. Las hembras son esféricas y la longitud promedio fluctúa alrededor de 0.44 a 1.3 mm y el ancho promedio fluctúa entre 0.325 y 0.7 mm, su cuello es usualmente corto o algunas veces muy largo. La región labial es ancha y está conformada por seis labios, los submedios se encuentran fusionados en forma simétrica o asimétrica y el estilete es robusto. La morfología del esófago en machos, juveniles y hembras es básicamente la misma; sin embargo, en las hembras parece estar degenerado funcionalmente (Guiran 1983; Eisenback, 1985; Abad y col., 2009). Posterior, al bulbo medio hay tres glándulas, una dorsal y dos subventrales, el patrón perineal es el rasgo más característico de las hembras de la mayoría de las especies de *Meloidogyne*. Esta área comprende el término de la cola, fasmidios, líneas laterales, ano y vulva, rodeados por pliegues cuticulares o estrías (Magunacelaya y Dagnino, 1999) (Figura 1). Las hembras ponen sus huevecillos en masas gelatinosas compuesta principalmente por una glicoproteína producida por las glándulas rectales del nematodo. Esta masa gelatinosa protege a los huevecillos de ambientes inadecuados y de sus depredadores. (Fazari y col., 2012).

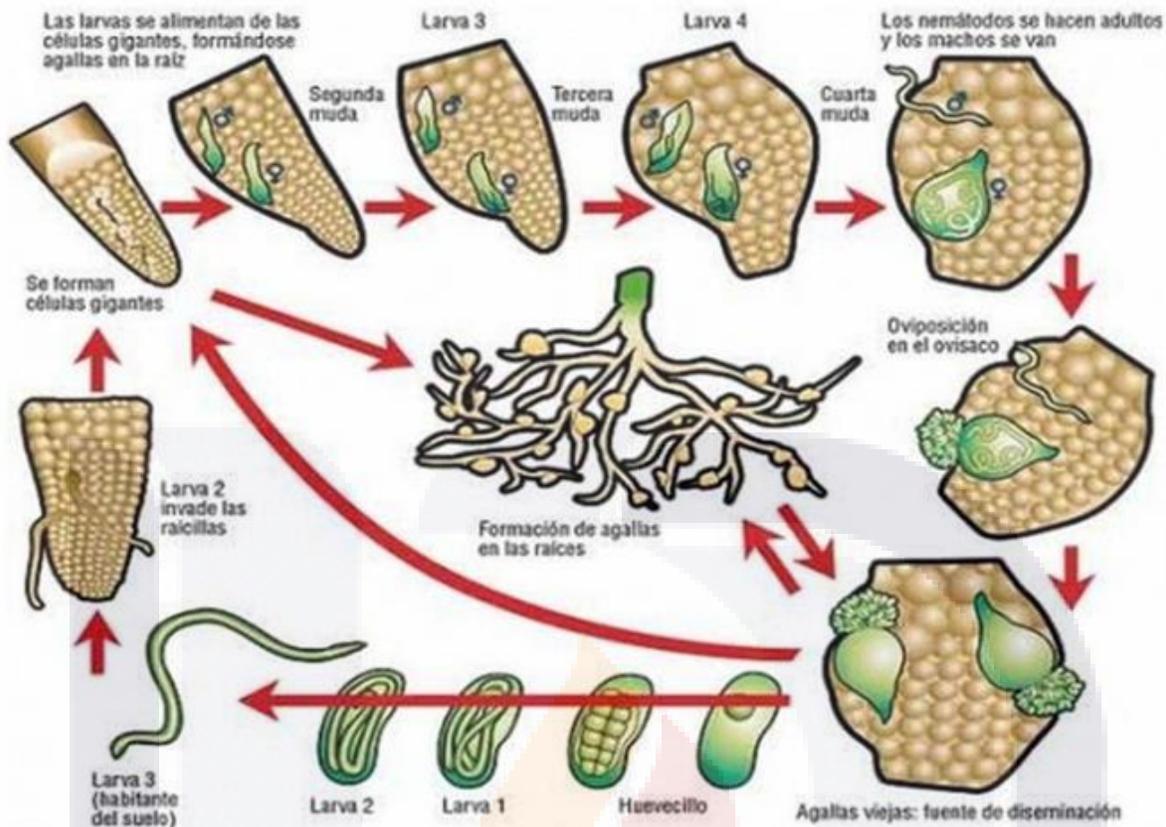


Figura 1: Ciclo de vida del nematodo

A) Etapa de embriogénesis, B) Segunda etapa larvaria ataca raíces, C) J2 invade la raíz y forma células gigantes, D) J2 Se alimenta de células gigantes y comienza a formar agallas, E) Tercera etapa larvaria, F) Cuarta etapa larvaria, G) Nematodos adultos, el macho abandona la raíz, H) Hembra deposita huevos en ovisaco, I) Las agallas contienen hembras ovipositoras fuente de nuevas infecciones J,K,L) Índice de agallamiento.

Fuente: Agrios G. N., (1996).

Los machos adultos son migratorios, vermiformes y miden aproximadamente de 700 a 1,900 mm de longitud. La región labial está constituida por seis labios, el estilete es recto, robusto, de 13 a 30 mm de longitud y con tres nódulos en su base. La cola es redondeada, con espículas pareadas y delgadas, gobernáculo simple y no presentan bursa. Al inicio los juveniles de segundo estadio son móviles y vermiformes, pero posteriormente se vuelven sedentarios conforme mudan y van creciendo, algunas ocasiones los juveniles permanecen en el huevo durante el invierno, bajo diapausa (Guiran, 1983).

Los nematodos del género *Meloidogyne* presentan dimorfismo sexual. Las hembras son esféricas y la longitud promedio fluctúa alrededor de 0.44 a 1.3 mm y el ancho promedio entre 0.325 y 0.7 mm. Su cuello es usualmente corto o algunas

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

veces muy largo. La región labial es ancha y está conformada por seis labios, los submedios se encuentran fusionados en forma simétrica o asimétrica. El estilete es robusto, con el cono generalmente curvado hacia la parte dorsal en la parte media, de 10 a 25 μm de longitud y tres nódulos basales la morfología del esófago en machos, juveniles y hembras es básicamente la misma; sin embargo, en las hembras parece estar degenerado funcionalmente; en esta el lumen es delgado y los músculos radiales del metacorpus son escasos pobremente desarrollados y desorganizados (Eisenback, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991).

Los caracteres cuantitativos y cualitativos que son empleados con mayor frecuencia para la identificación de las especies del género *Meloidogyne* han sido señalados por Hirschmann (1986), quien considera que cada estadio del ciclo de vida tiene un número de caracteres morfológicos y morfométricos útiles, localizándose éstos en los extremos anterior y posterior del cuerpo. En las hembras, los caracteres más utilizados son: a) la morfología del patrón perineal, y la cabeza de hembras, machos y juveniles del segundo estadio, b) la morfología del estilete de hembras y machos, c) la longitud de la cola y de la región hialina de la cola en los juveniles, d) la longitud del cuerpo, e) la longitud del estilete, y f) la posición de la desembocadura de la glándula dorsal (Figura 2); estos caracteres son importantes en machos, hembras y juveniles (Eisenback, 1985).

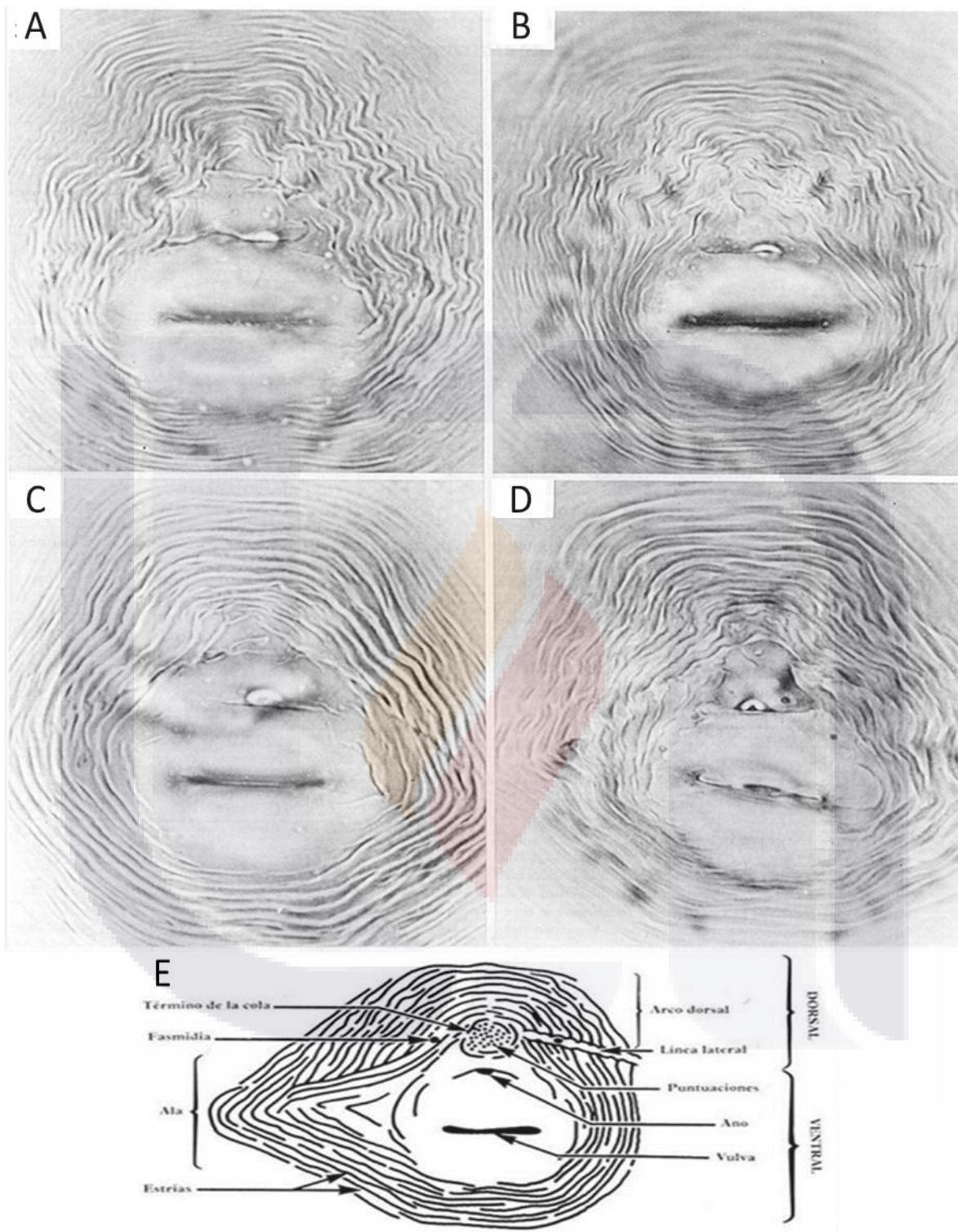


Figura 2: *Meloidogyne*.

A-D) Patrones perineales de *Meloidogyne incognita*) E) Regiones y partes de un patrón perineal. St = estilete; m = metacarpus; bg = bulbo glandular; gc = glándulas caudales; ov = ovario; ovi = oviducto; v = vulva.

Fuente: Eisenback y col. (1981; 1983).

Los caracteres cuantitativos y cualitativos que son considerados como útiles en cada estadio de *Meloidogyne* son:

En juveniles del segundo estadio

Cualitativos: forma de la cola y la posición del hemizonidio con relación al poro excretor.

Cuantitativos: largo del cuerpo, largo del estilete, largo y ancho de los nódulos del estilete, distancia de la desembocadura de la glándula esofágica dorsal a la base de los nódulos del estilete, largo de la cola, número de incisuras en los campos laterales, longitud de la parte hialina de la cola.

En machos

Cualitativos: forma de la cabeza (en vista lateral), forma del estilete, posición del hemizonidio con relación al poro excretor.

Cuantitativos: largo del cuerpo, largo del estilete, largo del cono del estilete, ancho y largo de los nódulos del estilete, distancia de la desembocadura de la glándula esofágica dorsal a la base de los nódulos del estilete, largo de las válvulas del bulbo medio, número de anillos postlabiales, número de incisuras en los campos laterales, distancia del poro excretor al extremo anterior.

En hembras

Cualitativos: forma del estilete, patrón perineal.

Cuantitativos: EP/ST, distancia a la que se encuentra la desembocadura de la glándula esofágica dorsal, largo del estilete, ancho y largo de los nódulos del estilete (Taylor 1987; Einsenback 1985).

3.2.3. Ecología

La ecología de *Meloidogyne spp.* implica una complejidad de factores ambientales dinámicos interaccionando. Los niveles de población de cualquier especie de *Meloidogyne* son el producto del suministro de alimento, adaptación al ambiente físico y biológico, así como de la compatibilidad entre el hospedero y el nematodo (Van Gundy, 1985). Las cuatro principales especies de *Meloidogyne* están

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

ampliamente distribuidas por todas las regiones agrícolas del mundo y son adaptables a un amplio rango de agroecosistemas; *M. incognita* y *M. javanica* más comunes que *M. arenaria* y *M. hapla* (Taylor y col., 1982).

La dormancia sucede cuando los huevos son depositados al exterior del cuerpo de la hembra en una matriz gelatinosa, que los protege contra microorganismos del suelo (Orion y col., 2001). Hay algunas evidencias que se pueden formar dos tipos de masas de huevos dependiendo del estrés ambiental, un tipo de masas de huevos son blancas, son formadas frecuentemente en una fase temprana del ciclo de crecimiento del cultivo, y los huevos eclosionan rápidamente sobre el desarrollo para asegurar más de una generación por ciclo de cultivo. Conforme el progreso de la estación de crecimiento avanza y/o el estrés del medio ambiente se hace presente en las plantas masas de huevos color marrón o castaño son formados, las cuales presentan dormancia (diapausa) y no eclosionan inmediatamente (Guiran, 1980). Esta diapausa se presenta en todas las razas de las cuatro especies más comunes de *Meloidogyne* (Caspar, 2016). El desarrollo de los dos tipos de masas de huevos (blanco y castaño) garantiza que por lo menos alguno de los huevos no eclosione inmediatamente cuando las condiciones ambientales del suelo permanecen óptimas y que habrá algún remanente de huevos de una estación de cultivo a otra.

La temperatura es el principal factor en el desarrollo embrionario de los huevos, su eclosión y en el desarrollo postembrionario, reproducción y sobrevivencia. Se sabe que la temperatura óptima durante la embriogénesis es entre 25°C y 30°C para *M. hapla*, *M. javanica* (Hyo y col., 2010). Dentro del género *Meloidogyne* hay especies termófilas y criófilas. *M. hapla*, *M. chitwoodi*, y posiblemente *M. naasi* son típicamente criófilas y son capaces de sobrevivir a temperaturas del suelo menores de 0°C (Santo y O'Bannon, 1981; Sayre, 1964). *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* (Peregrín y col., 2016), así como *M. exigua* son característicamente termófilas y no sobreviven en suelos a temperaturas por debajo de los 10°C. La temperatura tiene una fuerte influencia en la sobrevivencia

de huevos y juveniles de *Meloidogyne* en el suelo y en general las temperaturas óptimas para la sobrevivencia de huevos y juveniles son de 10 a 15°C (Kaplan y col., 1980).

Las especies de *Meloidogyne* pueden acontecer en un amplio rango de tipos de suelos; sin embargo, el tamaño de las partículas del suelo es una determinante importante en la distribución y severidad de *Meloidogyne*. Al respecto, Barker y Weeks (1991) mencionan que la reproducción de nematodos es mayor en suelos arenosos que en suelos arcillosos; mientras que, Garcia-Martinez (1982) reportaron que la migración vertical de juveniles de *M. incognita* es favorecida en suelos con mayor contenido de arena; asimismo, hay muchos reportes y observaciones que asocian la distribución y severidad de la enfermedad con suelos de textura arenosa (Barbary., 2015).

Las especies de *Meloidogyne* dependen de la humedad del suelo para sobrevivir y moverse hacia una planta hospedante. Los huevos y juveniles mueren en suelos secos, pero pueden sobrevivir si hay suficiente humedad (Peacock, 1957). Los juveniles emergen rápidamente y se mueven con libertad a través de los poros del suelo cuando hay suficiente agua; con bajo contenido de agua se inhibe la emergencia, dado que una cierta cantidad de agua es extraída de los huevos y el movimiento del juvenil es más difícil. Los nematodos son activos en el suelo con niveles de humedad de 40 a 60% de la capacidad de campo y se mueven a través del suelo en una película de agua. En ambientes áridos, la matriz gelatinosa del saco de huevos tiene la capacidad de mantener un alto nivel de humedad y proveer una barrera para la pérdida de agua (Wallace, 1968). En general, las especies de *Meloidogyne* pueden entrar a un estado de anhidrobiosis y prolongar su sobrevivencia en suelos secos, una relación clara e inversa existe con el potencial de agua de los suelos. A bajo potencial de agua, los poros del suelo son ocupados y puede ocurrir deficiencia de oxígeno, lo que resulta en una disminución de la eclosión de huevos (Wallace, 1968). A bajos niveles de oxígeno, el metabolismo, movimiento e infectividad de juveniles es reducido, pero su

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

sobrevivencia se aumenta; el crecimiento y reproducción de hembras en las raíces también puede reducirse (Van Gundy y Stolzy, 1961; Van Gundy y Stolzy, 1963; Van Gundy y col., 1967).

La eclosión de huevos de *Meloidogyne* pueden inhibirse, debido a los efectos osmóticos ocasionados por sustancias químicas disueltas en el agua. En suelos secos, los nematodos pueden experimentar altas presiones osmóticas, particularmente después de aplicaciones de fertilizantes. Cuando el potencial osmótico de la solución del suelo se incrementa, y puede haber alteraciones en la conducta de las especies de *Meloidogyne*. Wallace (1969) menciona que la eclosión de *M. javanica* se estimula a altos niveles de nutrientes y se reduce a potenciales osmóticos cerca de 2.5 atmósferas (Wallace, 1966). Por su parte Edongali y col. (1982), reportan que la infectividad por *Meloidogyne* se afecta conforme la conductividad eléctrica del extracto de saturación del suelo aumenta.

El Potencial de Hidrógeno (pH), influye en los daños a cultivos agrícolas por especies de *Meloidogyne* ya que frecuentemente se asocian con suelos alcalinos (Edongali y Ferris, 1982; Maggenti y Hardin, 1973). *Meloidogyne spp.* sobrevive, eclosiona y se reproduce en un amplio rango de pH, entre 4.0 a 8.0.

3.2.4 Sintomatología

El síntoma característico que ocasiona *Meloidogyne* es el agallamiento del sistema radicular, el que puede interactuar con otros microorganismos, y ocasionar e incrementar la incidencia o severidad (Castagnone-Sereno., 2007; Dunn, 1996). La absorción de nutrimentos y agua son substancialmente reducidos debido al daño causado a las raíces (Abad y col., 2003). Las raíces altamente infectadas son mucho más cortas que las raíces sanas, tienen menos raíces laterales y menos pelos radiculares. Las plantas infectadas por *Meloidogyne* crecen más lentamente y pueden tornarse cloróticas, marchitas o bien, desarrollar un bronceado o castaño marginal (Castagnone-Sereno., 2007; Dunn, 1996). Cuando las plantas susceptibles son infectadas en etapas tempranas de desarrollo, las

pérdidas pueden ser considerables y pueden dar lugar a una pérdida total del cultivo y cuando las infecciones suceden cuando las plantas son más adultas, los efectos sólo son ligeros (Sasser, 1979).

3.2.5 Importancia económica

Meloidogyne Goeldi (1887), es considerado el nematodo fitoparásito de mayor importancia económica en el mundo. Los síntomas característicos de este nematodo provocan en la planta diferentes grados de achaparramiento, falta de vigor, deficiencias nutricionales y marchitamiento bajo condiciones de estrés (Shurtleff y Averre 2000; Zaki y col., 2001). Estas afectaciones generan pérdidas de gran importancia económica. Las pérdidas de rendimiento pueden variar desde un 5% a 12% anualmente en varios cultivos y atacan casi cualquier tipo de cultivo, causando pérdidas considerables de rendimiento o afectando la calidad del producto. (Bent y col., 2008). *Meloidogyne spp.* es muy importante por su rápida expansión, alta frecuencia de infestación y su capacidad para afectar el rendimiento. Los daños causados no solo reducen el número de frutos del cultivo, sino que también afecta la calidad de los mismos impactando de esta forma en el precio de venta (Sasser y Carter 1982, Moens y col., 2009). (Barker y Koenning, 1998). Blancard y col., (2000), señalan que *Meloidogyne spp.* puede permanecer en el suelo más de dos años en forma de huevo, protegido por la masa gelatinosa que secreta la hembra; mientras que, los juveniles pueden sobrevivir varias semanas en suelos secos y varios meses en suelos húmedos. Por otra parte, la presencia de *Meloidogyne* en plantas hospedantes, con frecuencia aumenta la probabilidad de infección por otros patógenos tales como hongos (*Fusarium*, *Phytophthora*, *Verticillum*, *Rhizoctonia*) y bacterias (*Ralstonia solanacearum*, *Agrobacterium tumefaciens*). (Redondo., 1979; Shadle y col., 2003). Por lo que las interacciones con nematodos pueden ser un factor principal en las enfermedades causadas por bacterias y hongos, principalmente en pudriciones de raíz complejas (Powell, 1971).

3.2.6 Distribución mundial

Las partes del mundo entre los 35° de latitud sur y 35° de latitud norte están ampliamente infestadas por *M. javanica*, *M. incognita* y *M. arenaria*. En el hemisferio norte, a más de 35° de latitud, *M. hapla* es la más común. El género *Meloidogyne* incluye cerca de 80 especies y once razas. Las especies más comunes a nivel mundial por su amplia distribución geográfica y por el gran número de plantas que parasitan son: *Meloidogyne incognita*, razas 1, 2, 3 y 4; *M. arenaria*, razas 1 y 2; *M. javanica* y *M. hapla*, raza A y B (Sasser, 1977; Karssen y Van Hoenselaar, 1998). *M. javanica* es una especie común en zonas cálidas. En Norteamérica y América del Sur, *M. incognita* está a 150 kilómetros al norte de la frontera de Canadá, de igual manera que *M. javanica* y *M. arenaria*. En el caso de México, se tiene evidencia de la presencia de *Meloidogyne hapla* en el Estado de México y Tlaxcala (Cid del Prado y col., 2001).

3.2.7 Hospedantes y distribución en México

En México, el nematodo agallador se ha reportado en Baja California, Sonora, Coahuila, Sinaloa, Durango, San Luis Potosí, Nuevo León, Tamaulipas, Nayarit, Michoacán, Tlaxcala, Zacatecas, Aguascalientes, Guanajuato, Puebla, Hidalgo, Morelos, Estado de México, Guerrero, Oaxaca, Veracruz, Chiapas y Tabasco, (Cid del Prado y col., 2001; Carrillo-Fasio y col., 2000). Entre los cultivos que parasita de manera importante en México sobresalen: jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), calabacita (*Cucurbita pepo* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), chile (*Capsicum annum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.), maíz (*Zea mays* L.), sandía (*Citrullus vulgaris*), papa (*Solanum tuberosum* L.), café (*Coffea arabica*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), fresa (*Fragaria chiloensis*), cebolla (*Allium cepa* L.), girasol (*Helianthus annuus* L.), alfalfa (*Medicago sativa*), durazno (*Prunus persica* L.) y vid (*Vitis vinifera*), (Carrillo-Fasio y col., 2000; Velásquez-Valle, 2001; Cid del Prado y col., 2001; Guzmán-Plazola y col., 2006).

3.3. *Phytophthora capsici*

El género *Phytophthora* (del griego *Phyton*: planta; *phthora*: destructor), *P. capsici* fue descrita por primera vez en pimiento por Leonian (1922), en Nuevo México, Estados Unidos. Este patógeno es una de las amenazas más importantes en todo el mundo para el cultivo de la familia de Solanáceas (Pavon & Babadoost, 2006), tanto en ambientes templados, como subtropicales y tropicales (Babadoost & Zitter, 2009). Entre los hospedantes más importantes de este patógeno se encuentra el pimiento (*Capsicum annuum* L.), al ocasionar la enfermedad “Marchitez del chile” como la principal limitante para la producción del cultivo (*C. annuum*) en todo el mundo (García-Rodríguez y col., 2010). El patógeno se desarrolla en una temperatura óptima de crecimiento de 26 a 32°C. y entre sus hospedantes se encuentran el tomate, berenjena, calabaza, melón, cacao, fresa, pepino y sandía, pero se le conoce principalmente como el agente causal de la marchitez del chile. La enfermedad se disemina desde las raíces e invade arriba del tallo, por lo tanto, también puede atacar frutos de genotipos susceptibles (Tian y Babadoost, 2004; Fernández, 2006).

Clasificación taxonómica de *P. capsici*

Crous y col. (2004) clasificaron al oomiceto como sigue:

Reino: Chromista

Phylum: Oomycota

Clase: Oomycetes

Orden: Pythiales

Familia: Pythiaceae

Género: *Phytophthora*

Especie: *capsici*

3.3.1. Importancia

Un factor importante en el cultivo del chile, es la susceptibilidad a diferentes tipos de enfermedades y plagas, lo que resulta en pérdidas de millones de pesos al año en este cultivo (Blair y col., 2008). Entre las enfermedades que afectan el chile, se pueden resaltar a los nematodos, bacterias como *Erwinia* y *Xantomonas*, hongos

del género *Fusarium* y también virus, pero el grupo de organismos más importante que causa graves daños es el oomycota, el cual es excluido del grupo de los hongos verdaderos e incluido en el reino chromista debido a que la mayor parte de su ciclo de vida es diploide mientras que los otros hongos son haploides (Ogundiwin y col., 2005). *Phytophthora capsici* es una especie invasora primaria de tejidos sanos de plantas con capacidad saprofítica limitada; de las que es responsable de enfermedades de importancia económica, este patógeno en la actualidad, se le considera el factor fitosanitario principal del cultivo de chile (Ristaino y Johnston, 1999; Hausbeck y Lamour, 2004; Granke y col., 2012), ya que puede producir grandes pérdidas de rendimiento en el mundo de hasta un 80% (Li y col., 2007). En México se ha reportado que ocasiona pérdidas de rendimiento de hasta 50% en los estados de Nayarit y Jalisco (García y col., 2010).

3.3.2. Morfología

Este oomiceto se reproduce asexualmente por esporangios que producen y liberan zoosporas que tienen dos flagelos que les permite desplazarse en el agua, los esporangios tienen forma ovoide, elongada, elipsoidal, fusiforme y piriforme, de 60 x 36 μm en promedio, variando entre 32.8 a 65.8 μm de largo por 17.4 a 38.7 μm de ancho, generalmente papilados, pero en ocasiones con semipapila. En algunas ocasiones, los esporangios pueden tener dos o tres papilas con un grosor que varía de 1.4 a 9.2 μm . (Silva-Rojas y col., 2009).

La reproducción sexual ocurre cuando los dos tipos de compatibilidad A1 y A2 crecen en proximidad y entran en contacto que forman oosporas de 25 a 35 μm , de pared gruesa (de 2-6 μm), pleróticas y semitransparentes (Erwin y col., 1983).

El micelio es cenocítico, enredado frecuentemente, se pone densamente tuberoso bajo ciertas condiciones de cultivo, las extensiones tuberosas son esféricas u ovoides formas iguales a los esporangios, rico en protoplasma, más oscuro que el

micelio, 39 a menudo numerosos, dando crecimientos extensos, similares a racimos de uva (Leonian, 1922).

Los esporangios generalmente ovoides que varían según el medio de cultivo, presenta formas elongadas elipsoides, subesferoides, elongaciones irregulares con formas intermedias, papilla prominente apical en un solo esporangio algunas veces pueden ser tres variando su disposición, pueden ser desprendidos del esporangióforo (caducos). Tiene germinación por zoosporas y en condiciones especiales por tubos de germinación. El tamaño del esporangio es muy variable, está en promedio de 60 x 36 m (Leonian, 1922; Ristaino y col., 1999).

Las oosporas sobreviven largo plazo o fuera del tejido del hospedero se debe a la oospora (Hausbeck y Col, 2004) la cual es gruesa de múltiples capas de β -glucano y celulosa. Las oosporas requieren de un periodo de incubación de 4 semanas (Gerrettson, 1989, citado por Erwin y col., 1996) antes de germinar directamente o por formación de esporangio. *P. capsici* es una especie heterotálica y requiere de dos tipos de compatibilidad designados A1 y A2 para completar la fase sexual (Erwin y col., 1996). Las oosporas son formadas cuando los dos tipos de compatibilidad A1 y A2 entran en asociación (Hausbeck y col., 2004).

Las zoosporas exhiben geotropismo negativo y quimotactimente siguen gradientes de nutrientes mientras nadan (Erwin y col., 1996). Así las Zoosporas tienen 40 contacto con la superficie de la planta ellas se enquistan y germinan para producir tubos de germinación (Hickman, 1970). La penetración de la superficie de las hojas por *P. capsici* ocurre directamente o a través de aberturas naturales como las estomas. (Hausbeck y col., 2004). Estas son producto de la reproducción asexual.

3.3.3. Ciclo de vida

El ciclo asexual de *Phytophthora capsici* se caracteriza por la producción de esporangios que se forma en medios acuosos y las zoosporas liberadas nadan en

el agua en busca de tejidos vegetales (semillas, raíces, tallos u hojas) en donde establecerse y enquistarse (Granke y Hausbeck, 2010). Los quistes germinan desarrollando un tubo germinal que puede penetrar directamente al hospedante o por medio de la formación de un apresorio (West y col., 2003; Granke y Hausbeck, 2010). Las hifas del oomiceto se ramifican en los tejidos vegetales formando micelio, que produce nuevos esporangios con lo cual se repite el ciclo de infección. La rapidez con que esto ocurre permite a este patógeno repetir múltiples veces su ciclo asexual durante el transcurso del desarrollo de una planta (West y col., 2003), y la lluvia y el mal drenaje favorecen el desarrollo de la infección (Sujkowski y col., 2000; Chew y col., 2008; Silva- Rojas y col., 2009).

El ciclo sexual de *P. capsici* se realiza porque es una especie heterotálica y para que ocurra se requieren dos tipos de compatibilidad, A1 y A2 para generar oosporas (Erwin y col., 1983; Hausbeck y Lamour, 2004; Gallegly y Hong, 2008). Las oosporas son de pared celular gruesa y están adaptadas para sobrevivir bajo condiciones ambientales adversas (Erwin y col., 1983; Hausbeck y Lamour, 2004; Gallegly y Hong, 2008). La oosporogénesis involucra la producción y fusión del oogonio (gametangio femenino) y del anteridio (gametangio masculino) que da como resultado el desarrollo de una oospora (Figura 3). Estas pueden permanecer en latencia durante largos periodos de tiempo y suelen sobrevivir en el suelo aun después del invierno, para después germinar cuando las condiciones ambientales sean las adecuadas, formando uno o varios tubos germinales, lo cuales pueden formar esporangios, con lo cual se puede comenzar de nuevo el ciclo de vida asexual del patógeno (Ristaino y Johnston, 1999; West y col., 2003).

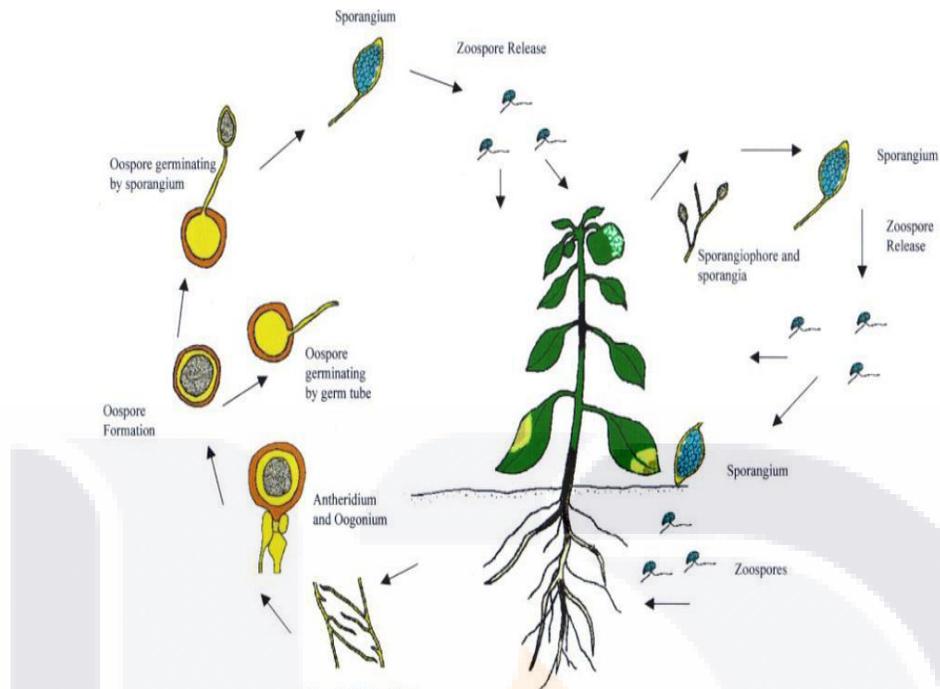


Figura 3. Ciclo de vida de *Phytophthora capsici*
Fuente: Ristaino y Johnston (1999).

3.3.4. Distribución

Phytophthora capsici fue descrita por primera vez en Nuevo México por Leonian en 1922 como una nueva especie de *Phytophthora* y fue considerada el agente causal de la marchitez del chile (*Capsicum annuum*) que ocasionaba daños importantes en las plantas. Tiene un amplio rango de hospedantes en todo el mundo, causa enfermedades en especies vegetales tanto de regiones templadas como tropicales, afecta a las cucurbitáceas, solanáceas y algunas leguminosas (Hausbeck y Lamour, 2004; Hong, 2008).

3.3.5. Síntomas

El daño en plantas susceptibles ocasiona la marchitez total o parcial, en la raíz comienza en los tejidos corticales y después en los vasculares. En la etapa inicial se presenta una marchitez parcial y a los 3 o 4 días la marchitez es total. Si las plantas son inoculadas, los síntomas se presentan a los 9 días y la planta muere en 20 días. Al inocularlas, las hojas pierden turgencia y cuelgan conservando el color verde (Erwin y Ribeiro, 1996). El tallo y el área del cuello presentan

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

necrosamiento marcado y al realizar un corte transversal se detecta un color café oscuro. Las plantas enfermas presentan una banda café que liga el cuello, ocasionando la marchitez y muerte de la planta. Las ramas y hojas presentan lesiones como un tizón de color verde-amarillo que se torna café. En los frutos, se presentan manchas acuosas de color verde-claro cubiertas por el micelio del hongo. Los frutos afectados permanecen adheridos a la planta y las semillas infectadas pueden presentar micelio (Chew y col., 2008; Granke y col., 2012).

La marchitez y muerte de las plantas se debe a que el oomiceto tapa y destruye el xilema y el floema, lo que impide el paso de nutrientes y agua al follaje de la planta. El oomiceto puede secretar toxinas que originan el cierre de estomas de las hojas. Si la infección ocurre en una rama, la marchitez es parcial y en condiciones favorables se extiende a toda la planta. En plántulas puede ocasionar el ahogamiento (damping off) y la pudrición del tallo. Las infecciones ocurren por salpicadura de gotas de agua portadoras de esporangios y zoosporas (Egea y col., 1996).

3.3.6. Control genético

La resistencia es la capacidad de la planta para reducir el crecimiento y desarrollo de los patógenos después del contacto entre el hospedante y el patógeno o después que éste ha iniciado su desarrollo y establecimiento (Niks y col., 2004). La resistencia se produce a través del mecanismo de defensa del hospedero, lo que restringe al patógeno por la inhibición de la infección, colonización o capacidad de reproducción (Pegg y col., 2008). Las plantas resistentes a la infección reducen la invasión del patógeno lo que permite una infección menos severa. La resistencia genética a las enfermedades se debe a que el hospedero tiene genes que proporcionan resistencia a la virulencia del patógeno en particular (Bnejdi y col., 2010).

La tolerancia se refiere a la capacidad del hospedante para seguir creciendo y producir a pesar de un cierto nivel de infección por el patógeno. En otras palabras, el patógeno puede continuar desarrollándose y el hospedante no es afectado

considerablemente por las consecuencias nocivas de la infección y se mantiene productivo (Pegg y col., 2008).

3.3.7. Resistencia vertical

La resistencia genética es controlada en algunos casos por uno o pocos genes importantes (monogénica u oligogénica) o por múltiples genes en un sistema poligénico (Paliwal y col., 2001). En la resistencia vertical existe interacción diferencial entre el genotipo del patógeno y el hospedante debido a que este puede ser resistente a alguna raza del patógeno pero susceptible a otras razas del mismo agente causal (Agrios, 2005). Para que exista resistencia vertical, debe haber genes simples de resistencia en las plantas, y también genes simples de habilidad parasítica en el patógeno; este es un fenómeno muy importante conocido como la relación gen a gen, y es el carácter definitivo de la resistencia vertical (Robinson, 2000).

3.3.8. Resistencia horizontal.

La resistencia no específica u horizontal, es comparativamente más difícil de manejar porque participan un gran número de genes (Paliwal y col., 2001), se debe a la presencia de diversos genes (poligénica), que originan cierto nivel de resistencia no específica, que funciona para contrarrestar el efecto del patógeno (Robinson, 2000). Las variedades que presenten resistencia horizontal son más estables y cambian su reacción al patógeno en condiciones ambientales diferentes y para que el patógeno pueda vencer por completo la resistencia del hospedero tendrá que pasar por diversas mutaciones (Agrios, 2005).

La resistencia horizontal puede funcionar contra todas las razas de un patógeno, independientemente de las especificidades bioquímicas que puedan poseer y permanece después de que la resistencia vertical ha sido acoplada (Robinson, 2000).

Vanderplank (1984) señaló que tanto la resistencia horizontal como la resistencia vertical pueden coexistir y que la resistencia de cualquier planta puede ser una mezcla de ambos tipos en proporciones variables.

3.3.9. Resistencia genética a *Phytophthora capsici* Leonian.

La mejora de la resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en *Capsicum annum* es compleja, debido esencialmente a la naturaleza poligénica del carácter y a la existencia de efectos epistáticos de distintos tipos (Bartual y col., 1993). La importancia relativa de los efectos epistáticos está correlacionada con la agresividad de la cepa y son lo suficientemente relevantes como para sesgar la predicción del comportamiento de los híbridos. En el experimento de Bartual y col. (1993) se comprobó que el avance medio de la infección después de nueve días varía entre 3.5 hasta 17.4 mm., dependiendo de la cepa y de las líneas de pimiento evaluadas.

El Criollo de Morelos 334 resultó resistente a *P. capsici* debido a que ha mostrado de forma consistente un alto grado de resistencia (Hausbeck, 2010). Gutiérrez (2000) encontró al Jalapeño Jarocho como material resistente.

La mayor susceptibilidad a *Phytophthora capsici* ocurre cuando las plantas son más jóvenes y la resistencia se desarrolla a medida que las plantas se aproximan a la etapa de postpolinización (Ando y col., 2009). Además, se ha comprobado que los frutos más susceptibles son las calabazas (*Cucurbita pepo*) después de las 24 h de inoculación y que la infección ocurre en la parte terminal del fruto y no en el pedúnculo (Ando y col., 2009).

En 2004, Tian y Babadoost reportaron que las cucurbitáceas y los chiles fueron los hospedantes más susceptibles a *P. capsici*. Otros investigadores reportaron que para la resistencia a la pudrición de la raíz se requiere un gen dominante y para la resistencia en el área foliar se requiere un gen dominante diferente al de la raíz (Walker y Bosland, 1999). Además de estos dos genes, un tercer gen debe estar presente para la expresión de resistencia a la pudrición de la raíz y tizón foliar (Jundae y col., 2012).

3.4. Interacción entre *Phytophthora capsici* y *Meloidogyne incognita*

La coevolución entre las especies de parásitos y hospederos, se refiere a la adaptación recíproca y una combinación de adaptación y especiación, que se define como la defensa y la contradefensa de las interacciones entre estos, que puede conducir a la radiación de especies. Algunos estudios como el de Flor (1971), en cultivos de lino, y el de Haldane (1949) muestran que muchos polimorfismos de plantas se mantienen por interacciones con parásitos que no necesariamente los conducen a una selección direccional.

El rompimiento de resistencia por nematodos fitopatógenos es un fenómeno que refleja la capacidad de alteración metabólica y fisiológica, que ocasionan estos patógenos en sus hospedantes (Veloso y col., 2013). La explicación inicial del fenómeno se basó en que el nematodo al ocasionar las heridas facilita que entre el otro patógeno; sin embargo, esta idea resulta insuficiente para explicarlo, pues se ha demostrado que al causar lesiones artificiales en las raíces no se induce rompimiento de resistencia, además de que en plantas con doble sistema de raíz en los que existe una separación física entre ambos patógenos se presenta pérdida de resistencia (López-Martínez y col., 2011). Se ha observado que el material CM-334 pierde su resistencia a *P. capsici*, cuando es previamente inoculado con *N. aberrans* (Godínez-Vidal, 2010). Este fenómeno se ha explicado argumentando que el nematodo ocasiona alteraciones metabólicas en la ruta de los isoprenoides y fenilpropanoides; dichas alteraciones favorecerían el establecimiento y reproducción no sólo de *N. aberrans*, también de *P. capsici* (Zavaleta-Mejía, 2009). Sin embargo, la resistencia natural al oomiceto se ha encontrado solo en algunos materiales, uno de ellos es la línea conocida como Criollo de Morelos 334 (CM-334), que ha mostrado resistencia a todas las razas de *P. capsici* y a las cepas más virulentas del patógeno con las que se ha inoculado. Se considera que la elevada resistencia mostrada por CM-334 es de tipo poligénica, además se ha utilizado como una fuente principal de resistencia en los programas de mejoramiento de Chile (Bonnet y col., 2007; Glosier y col., 2008). CM-334 es también resistente a los virus Y de la papa (PVY patotipo 1-2) característica conferida por el gen Ry1-2, al virus moteado del Chile (PeMV)

(Janzac y col., 2009) y a tres de los más importantes nematodos agalladores: *Meloidogyne incognita*, *M. arenaria* y *M. javanica* (Pegard y col., 2005). La resistencia de CM-334 a estos nematodos, se asocia con respuestas bioquímicas postpenetración, incluyendo respuesta hipersensitiva y presencia de compuestos fenólicos, específicamente ácido clorogénico, que limitan el crecimiento y desarrollo del nematodo (Pegard y col., 2005).

La selección y aprovechamiento de materiales resistentes a *P. capsici* representa una de las estrategias más efectivas para el manejo de la enfermedad (Anaya-López y col., 2011). En diversas investigaciones se ha realizado la búsqueda de materiales resistentes a *P. capsici* (Roig y col., 2009; Anaya-López y col., 2011; Kadri y Esiyok, 2011). También proporciona buen control el injerto sobre patrones resistentes (García-Rodríguez y col., 2010).

3.4.1. Resistencia de CM-334 a nematodos

Las plantas de Chile CM-334 son resistentes a *Meloidogyne spp* (Pegard y col., 2005). Pegard y col. (2005), encontraron que CM-334 es resistente a *M. arenaria*, *M. incognita* y *M. javanica*, aunque el nivel de resistencia varió en dependencia de la especie de *Meloidogyne*. Con base en los resultados de su estudio, estos autores concluyen que CM-334 tiene por lo menos dos tipos de resistencia a *Meloidogyne spp.*, uno que reprime la penetración de las larvas en su segundo estadio (J2) al sistema radical y otro que bloquea el desarrollo después de la penetración. Esto indica que en esas regiones anatómicas del sistema radical del genotipo de Chile CM-334, existe un mecanismo bioquímico de protección capaz de bloquear la migración, desarrollo y reproducción del nemátodo (Pegard y col., 2005; Godínez-Vidal y col., 2007).

3.4.2 Resistencia de CM-334 a *Phytophthora capsici*

En la interacción de *C. annuum* con *P. capsici* la resistencia probablemente se debe a la reacción de hipersensibilidad que ocurre a nivel del tallo, donde la infección parece ser detenida debido a la inhibición del crecimiento del oomiceto, en el caso de CM-334 la resistencia a *P. capsici* se presentó en la raíz y aun

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

cuando el oomiceto penetró y fue reaislado del primer centímetro apical de la raíz, el desarrollo de la lesión en las raíces laterales se detuvo en los primeros 5 cm, a partir del ápice, 72 horas después de la inoculación (Chi y col., 2017; Gayoso y col., 2004). Estos resultados proveen alguna evidencia de que la resistencia a *P. capsici* en CM-334 localizada en la raíz, es de naturaleza bioquímica y expresada durante la colonización; descartándose la posibilidad de que la resistencia se deba a barreras físicas.

La marchitez del chile (*Capsicum annum*) ocasionada por el oomiceto *Phytophthora capsici* es una de las enfermedades más devastadoras para este cultivo, por lo que su producción se ve limitada, González-Pérez y col. (2004) mencionan que la mejor estrategia para su manejo es la resistencia genética. En estudios realizados por Kim y Kim (2009), con la línea de chile tipo serrano Criollo de Morelos 334 destacaron su alto grado de resistencia mostrado a las cepas más patogénicas de *P. capsici* aun cuando se inocula con las cepas más virulentas, por lo que en la actualidad se le considera como el resistente universal a *P. capsici* (Glosier y col., 2008). Los autores Sy y col. (2005) mencionan que CM-334 posee tres genes de resistencia a *P. capsici* que de manera independiente confieren la resistencia en la raíz, tallo y follaje.

La línea de chile serrano “Criollo de Morelos” CM334 es altamente resistente a las tres principales especies de *Meloidogyne*: *M. arenaria*, *M. incognita*, y *M. javanica* (Pegard y col., 2005). A pesar de esta resistencia las plantas han mostrado susceptibilidad al oomiceto cuando son previamente inoculadas con el nematodo falso agallador *Nacobbus aberrans* (Trujillo-Viramontes y col., 2005), como ocurre con otros nematodos que inducen en su hospedante la formación de sitios especializados de alimentación, *N. aberrans* provoca modificaciones morfológicas (Manzanilla-López y col., 2002), a nivel celular (Castillo y Marbán-Méndoza, 1984) y molecular (Godinez-Vidal y col., 2009) en las raíces de las plantas hospedantes.

En relación con los mecanismos de resistencia en CM334, se conoce que la respuesta de hipersensibilidad es evidente a los 3 días posteriores a la inoculación con *M. incognita* (Pegard y col., 2005). Los mecanismos moleculares asociados

con la resistencia a *Meloidogyne spp.* en algunos genotipos de Chile involucran incrementos en la expresión de genes que codifican para factores de transcripción WRKY2 y WRKY-a y en la acumulación de ácido clorogénico (Li y col., 2008).

4. HIPÓTESIS y OBJETIVOS

4.1 HIPÓTESIS

La inoculación combinada de *Meloidogyne incognita* y *Phytophthora capsici* provocan mayor daño en el hospedero, que cuando se presentan de manera aislada.

4.2 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la respuesta de una población de líneas recombinantes auto fecundadas (RIL's) de Chile (*Capsicum annuum*) provenientes de la cruce entre CM-334 (resistente) y Mahor (susceptible) contra la inoculación combinada de *Meloidogyne Incognita* y *Phytophthora Capsici*.

4.2.1 OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Incrementar semilla de las (RIL's) y los progenitores y llevar a cabo una caracterización de rasgos por tamaño y peso del fruto bajo condiciones de campo.
- Evaluar la respuesta de un conjunto diverso de líneas auto fecundadas (RIL's) contra inoculaciones individuales y combinadas con *Meloidogyne incognita* y *Phytophthora capsici*, y determinar si el nematodo agallador (*Meloidogyne Incógnita*) modifica la respuesta de resistencia a *Phytophthora capsici*.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

La caracterización morfoagronómica de frutos y multiplicación de semilla de las RILs se llevó a cabo en el Campo Experimental Calera, Zac. del INIFAP durante 2017. La evaluación contra *M. incognita* y *P. capsici* se llevó a cabo en un

invernadero del Centro de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Aguascalientes (CCA-UAA), en el municipio de Jesús María, Ags. durante 2018.

5.1 CARACTERIZACIÓN MORFOAGRONÓMICA DE FRUTOS Y MULTIPLICACIÓN DE SEMILLA

5.1.1 Origen del germoplasma

Las semillas de las líneas autofecundadas (RIL's) fueron proporcionadas por el Dr. Allen Van Deynze del Centro de Biotecnología de Semillas de UC Davis. Se recibieron 118 líneas y los dos progenitores: Criollo de Morelos 334 (CM334) y pimiento dulce Maor.

5.1.2 Siembra y producción de planta

La siembra y producción de planta de las RIL's y sus progenitores se llevó a cabo en charolas de 338 cavidades entre enero y abril de 2017 en el invernadero del Comité Estatal Producto Chile de Aguascalientes (CEPROCH-Ags). La producción de planta se llevó a cabo siguiendo los protocolos de CEPROCH para siembra, germinación, nutrición y protección fitosanitaria para producción de planta de Chile.

El protocolo usado en CEPROCH para lavado y desinfección de charolas consiste en los siguientes pasos:

1. Lavar las charolas con jabón y enjuagar con agua corriente
2. Lavar las charolas con cloro al 1%
3. Desinfectar las charolas con sales cuaternarias de amonio
4. Pasar las charolas al área de secado

Como sustrato se utilizó peat moss y se depositó una semilla por cavidad. Previo a la siembra, todas las semillas fueron tratadas con fungicida Interguzan® a una dosis de 1.2 g de fungicida en 100 ml de agua destilada. Una vez concluida la siembra, las charolas se cubrieron con vermiculita, se humedecieron con agua y se estivarón y envolvieron con plástico vitafilm. Las charolas fueron incubadas en cámara de germinación a 20-22 °C y 70% HR durante 12 días. Al observarse las primeras emergencias de plantas, las charolas se llevaron al invernadero y ahí se

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

mantuvieron bajo el programa convencional de manejo para producción de planta de chile hasta el trasplante a campo.

5.1.3 Trasplante y manejo de la plantación

Las plantas de 12 semanas fueron trasplantadas el día 10 de mayo de 2017 en el Campo Experimental Zacatecas del INIFAP. Se usaron de 8 a 13 plantas por línea en parcelas con 0.30 m entre plantas y 0.80 m entre surcos. Se siguió un programa de manejo agronómico convencional para chile comercial, que consistió en deshierbes y fertirriego por cintilla y aplicaciones preventivas de insecticidas comunes para chile; no se aplicaron productos contra fitopatógenos.

5.1.4 Muestreo y caracterización morfológica de frutos

A los 70 días después del trasplante (ddt) se colectaron muestras de 4 frutos inmaduros plenamente desarrollados de cada parcela, los cuales se trasladaron en una hielera al CCA-UAA para registro de rasgos morfológicos. Los frutos de cada parcela se procesaron y caracterizaron en laboratorio de acuerdo a los siguientes rasgos:

- Peso del fruto fresco en gramos medido con una báscula digital.
- Longitud del fruto en cm
- Ancho del fruto en cm

Los datos fueron capturados en una hoja de Excel y analizados estadísticamente con el software STATISTICA 8.0 (StatSoft, Inc.) y Matlab 18. Se generaron las estadísticas básicas de progenitores y sus progenies para cada una de las variables registradas.

5.1.5 Extracción, desinfección y conservación de semilla

Para recuperar semilla de cada RIL, se colectó una muestra de frutos maduros provenientes de plantas sanas de cada parcela. Los frutos de cada parcela se colocaron en una bolsa previamente etiquetada. Las bolsas con frutos de cada parcela fueron trasladados al Laboratorio de Recursos Fitogenéticos del CCA-

UAA. Los frutos de cada parcela fueron lavados y desinfectados antes de extraer la semilla. La extracción de semilla se realizó en fresco y de forma manual a las 24-48 horas después de cosechados los frutos, siguiendo el protocolo de extracción, desinfección y secado de semillas de chile (Luna, 2010).

5.2 EVALUACION DE LAS RIL´s CONTRA *M. incognita* y *P. capsici*

5.2.1 Siembra y producción de planta

Previo a la siembra, las semillas se lavaron y desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1.5% y se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril.

La siembra de las líneas y sus dos progenitores se llevó a cabo en las instalaciones de CEPROCH-Ags el día 26 de enero de 2018 siguiendo el mismo procedimiento descrito anteriormente. Para la siembra se usaron charolas de unisel de 338 cavidades, asignando 52 cavidades por línea.

5.2.2 Origen e identificación de *M. incognita*.

La cepa de *M. incognita* se obtuvo de invernaderos de producción de tomate, propiedad del productor Rubén Martínez Urrutia, de la localidad López Mateos, en el municipio de Calvillo, Aguascalientes.

La identificación de *M. incognita* se llevó a cabo en el Centro Universitario de la Costa Sur de la Universidad de Guadalajara, ubicado en Autlán de Navarro, Jalisco bajo la asesoría del Dr. Pedro Fabián Grifaldo Alcántara. La identificación se llevó a cabo en dos etapas que se describen a continuación.

Etapa I: Técnica del hipoclorito de sodio y fusina ácida para teñir nematodos en raíces (Flores y Aguilar, 1998; Hussey, 1987).

1. Se lavaron y cortaron las raíces en fragmentos de 1 a 2 cm de longitud.
2. Se colocaron los fragmentos en un vaso de precipitados y se agregó hipoclorito de sodio al 6% hasta cubrir las raíces, posteriormente se aforó la solución hasta 50 ml con agua corriente.

- TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS
3. Las raíces se mantuvieron en la solución clorada por 4 min, se agitó constantemente.
 4. Transcurridos los 4 min, las raíces se transfirieron a un tamiz de 200 mallas, se enjuagaron con agua corriente hasta eliminar los residuos del blanqueador.
 5. Posteriormente, las raíces se colocaron en un vaso de precipitados limpio, se agregaron 30 ml de agua por gr de raíz a teñir.
 6. Se agregaron 2 ml de una solución de fusina ácida (3.5 gr de fusina ácida, 250 ml de ácido acético y 750 ml de agua destilada), por gr de raíz a teñir.
 7. Se calentaron las raíces hasta alcanzar el punto de ebullición y se dejaron hervir durante 6 segundos. Se retiraron de la plancha y se dejaron enfriar a temperatura ambiente.
 8. Las raíces se transfirieron a un tamiz de 200 mallas, se enjuagaron con agua corriente para eliminar el exceso de colorante.
 9. Las raíces se transfirieron con pinzas a un frasco y se agregaron 30 ml de glicerina pura.

Nota: *las raíces pueden mantenerse en este medio hasta ser examinadas. La glicerina permite desteñir un poco las raíces para así diferenciar más claramente entre el tejido vegetal y los nematodos teñidos en color rosa intenso a rojo.*

El procedimiento para la Etapa I se resume en la Figura 4.



Figura 4. Técnica del hipoclorito de sodio y fusina ácida para teñir nematodos en raíces

Etapa II: Obtención de patrones perineales de hembras de *M. incognita*.

1. El material obtenido en la Etapa I, se transfirió a una caja Petri y se observó bajo un microscopio estereoscópico para verificar presencia de nematodos.
2. El tejido radical se desgarró con agujas de insulina, con mucho cuidado se extrajeron las hembras y se agruparon en un microsiracusa con glicerina.

- TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS
3. Previo a la disección, las hembras se colocaron en un portaobjetos con lactoglicerol. Luego cada una se colocó en un portaobjetos con una gota de ácido láctico al 4% para eliminar el tejido graso.
 4. En el cuerpo de las hembras enteras, se realizaron un par de punciones ligeras por debajo de la región del cuello y se efectuó un corte ecuatorial, procurando que la región posterior del cuerpo y el cuello quedaran íntegros. Las punciones que se hicieron previamente, permiten que por ellas salga el contenido del cuerpo y no afecten la integridad, tanto de las estructuras presentes en el cuello como en el patrón perineal mismo.
 5. El corte perineal se pasó a una gota de ácido láctico al 4% para limpiar el corte de los residuos de materia orgánica.
 6. Una vez limpio el corte, se efectuaron cortes de ajuste con el fin de obtener un pequeño cuadrado para apreciar el patrón.
 7. Finalmente, en un portaobjetos limpio se realizó un sello de cera histológica con un sacabocados, se colocó una gota de glicerina pura y en ella se transfirió cada corte perineal. Se colocó un cubreobjetos redondo sobre el anillo de cera y se selló la preparación al calor de la plancha caliente. La preparación se etiquetó con los datos correspondientes para ser observada bajo el microscopio óptico y así identificar a la especie de *Meloidogyne*. El procedimiento para la Etapa II se resume en la Figura 5.

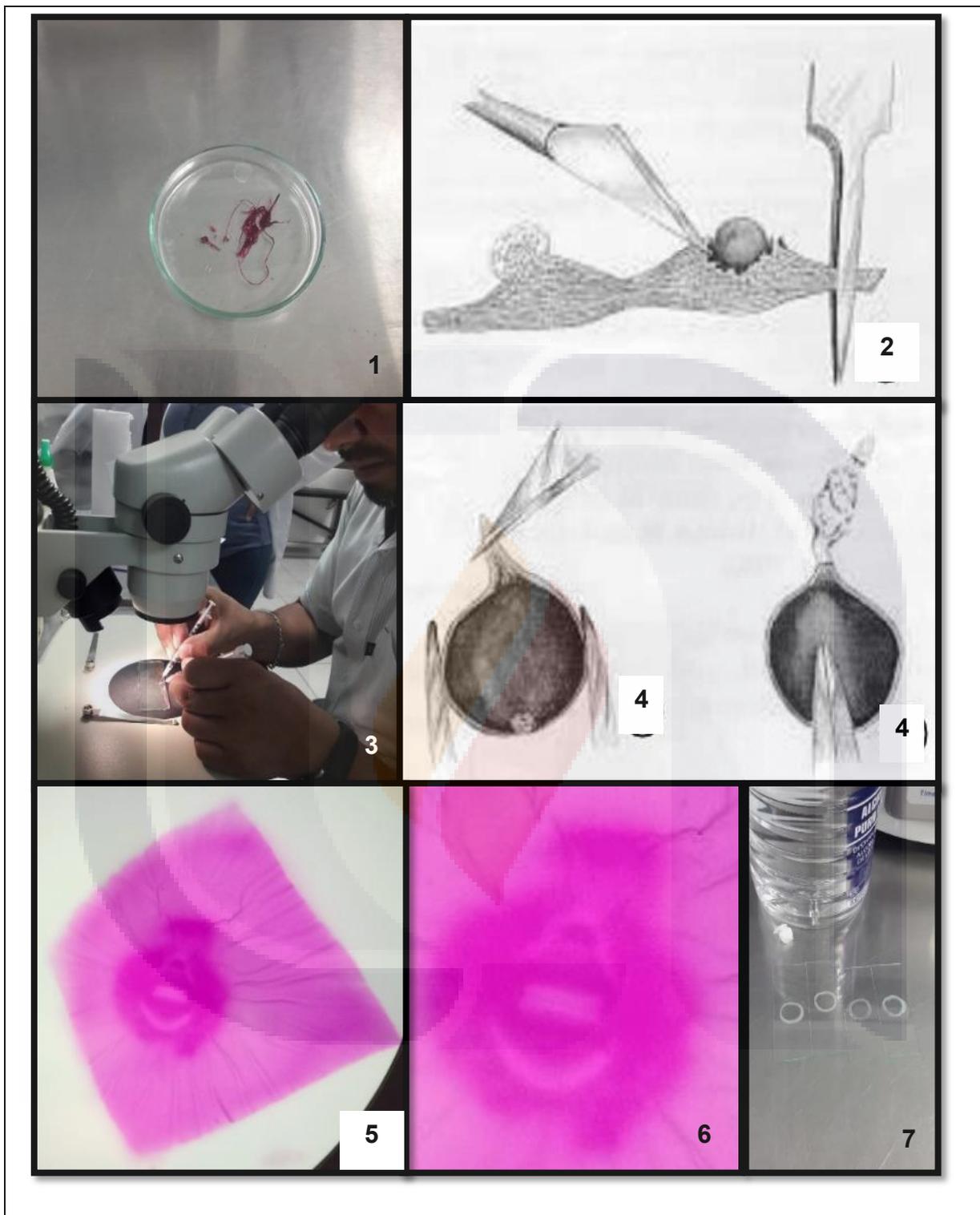


Figura 5. Técnica de obtención de patrones perineales de hembras de *Meloidogyne incognita*.

Etapa III. Determinación de *M. incognita*.

Fue fundamental la observación del corte perineal al microscopio óptico Figura 6, así como el uso de claves taxonómicas para la determinación de *M. incognita* (Kofoid & White, 1919).

Las hembras maduras de *M. incognita* tienen forma de pera, con cuello corto y proyectado, de color blanco y sedentarias. Carecen de una etapa de quiste. La vulva y el ano se localizan juntos en la región posterior de su cuerpo. La cutícula del patrón perineal es semejante a una huella dactilar, oval a redondeado, típicamente con arco dorsal alto, cuadrado; las estrías son generalmente onduladas, con el campo lateral ausente o débilmente demarcado por las estrías bifurcadas. Los fasmidios tienen forma de puntos, ligeramente anteriores en ambos lados del ano. Su cutícula es estriada, su estilete es delgado, generalmente de 15-16 μm de longitud con pequeños nódulos basales redondeados. Los huevos no son retenidos dentro del cuerpo, presenta reis glándulas rectales grandes que secretan un material gelatinoso en el que los depositan.



Figura 6. Identificación de *Meloidogyne incognita* mediante la presencia de patrones típicos perineales de hembras.

5.2.3 Preparación de inóculo de *M. incognita*.

La muestra colectada de tejido radical infestado se lavó con agua corriente hasta desprender los residuos de suelo, luego se cortó en secciones de 1cm, se pesaron 50 gr para licuarlos en 50 ml de agua destilada durante 25 segundos, la suspensión obtenida se pasó a través de un tamiz de 200 mallas para separar el tejido radical de la suspensión madre. De la suspensión recuperada, se realizó un

conteo de huevos y J2 para estimar la densidad presente en la suspensión madre (Vrain, 1977).

5.3 Origen y producción de inóculo de *P. capsici*.

La cepa de *P. capsici* fue donada por la Dra. Silvia Fernández Pavia, de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

La cepa se cultivó en medio V8 agar (jugo V8 250 ml; CaCO₃ 2 g; agar 16 g; en 1000 ml de agua destilada) (Fernández, 2007). En el centro de cada caja se colocó un disco de 0.5 cm de diámetro con medio de cultivo conteniendo micelio de *P. capsici*. Las cajas se incubaron en obscuridad a 27 ± 1°C y una vez que el micelio cubrió la superficie del medio, en cajas Petri con 30 mL de agua destilada estéril, se colocaron 10 discos de medio de cultivo con micelio de *P. capsici*. El material se incubó a 25 °C por tres días, para la formación de esporangios y la posterior liberación de sus zoosporas mediante la exposición de las cajas a un shock térmico a 4 °C por 30 min (Ramírez y Romero, 1980).

5.4 Diseño y establecimiento del experimento

Para evaluar las Líneas Autofecundadas y sus dos progenitores se diseñó un experimento bajo condiciones de invernadero, el que consistió en cuatro tratamientos: 1) Inoculación con *Meloidogyne incognita*, 2) Inoculación con *Phytophthora capsici*, 3) Inoculación combinada de *Meloidogyne incognita* + *Phytophthora capsici* y 4) Control.

Para su establecimiento se utilizó una cama por tratamiento de 1.25 m² de superficie y 7 cm de profundidad. Se empleó como sustrato una mezcla 2:1 de arena y suelo respectivamente, lo que permitió un adecuado crecimiento de las plantas y desarrollo de la raíz, con la ventaja de facilitar la extracción y limpieza del sistema radicular sin daños.

El sustrato empleado se esterilizó en microondas a máxima potencia durante 7 min, hasta alcanzar una temperatura de 85 °C (Acosta y col., 2013), para

esterilizarlo se utilizaron recipientes de plástico con capacidad 1 kg de sustrato húmedo (Figura 7).



Figura 7. Esterilización de sustratos (a) y llenado de camas (b).

El trasplante se realizó el 29 de mayo de 2018 (cuando las plantas tenían 124 días de edad); se usó un arreglo topológico que consistió en parcelas con 5 plantas por línea, separadas a 5 cm entre planta y 5 cm entre parcela (Figura 8), cada tratamiento constó de un juego completo de RIL´s + Progenitores (580 plantas).

Se dieron riegos ligeros diarios con agua de uso agrícola y como nutrición se aplicó fertilización foliar Fertiplus compuesto de macro y micronutrientes cada tercer día después del riego.

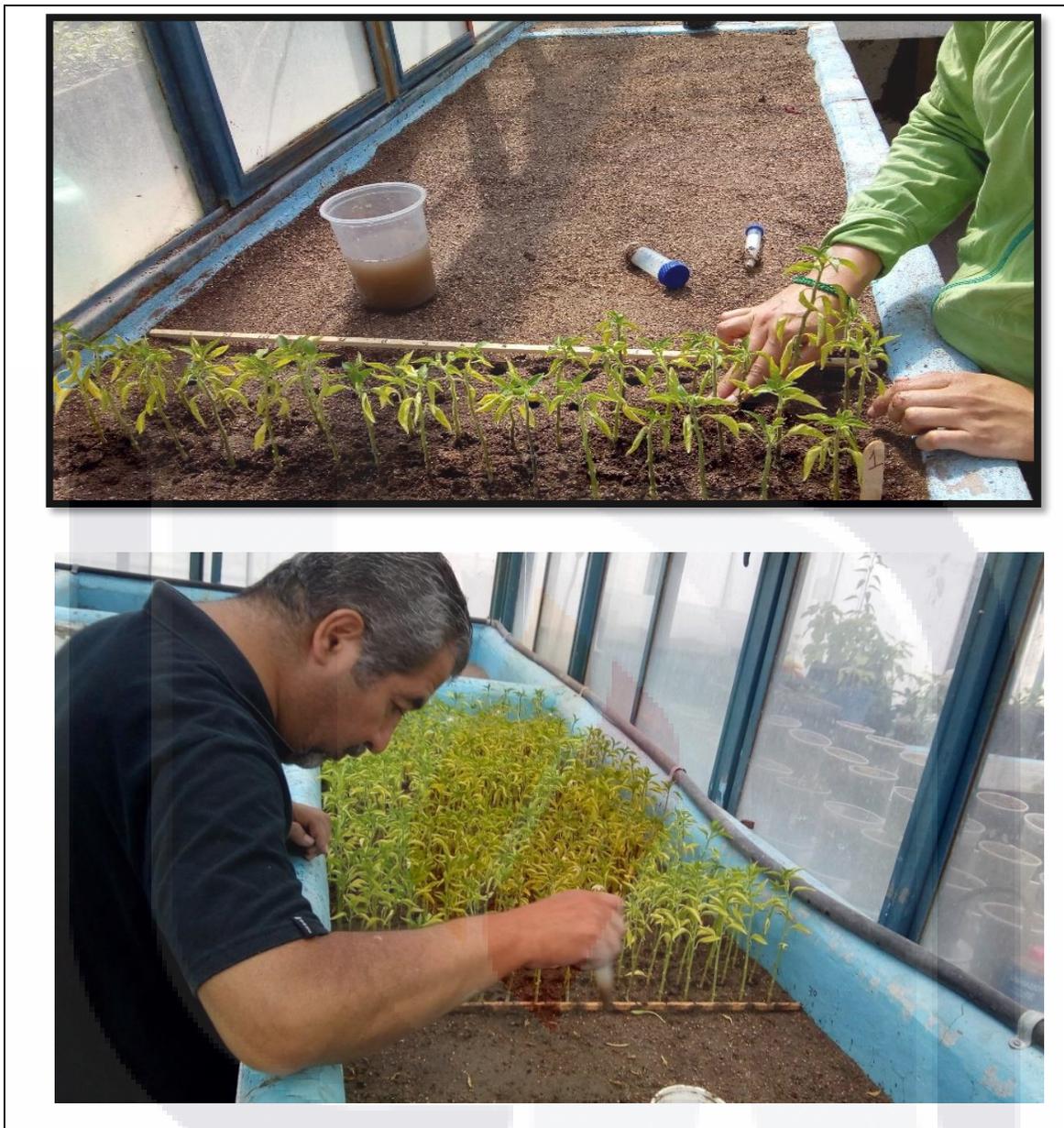


Figura 8. Trasplante de RIL's.

5.5 Inoculación con *M. incognita* y *P. capsici*

M. incognita. A los 13 días después del trasplante (11 de junio de 2018) las plantas se inocularon con *M. incognita* a partir de una suspensión madre preparada el mismo día. Se aplicaron 1000 J2 por planta contenidos en 5 ml de la suspensión madre. La aplicación se realizó con una jeringa sin aguja en la base del tallo de cada planta (Villar-Luna y col., 2015) (Figura 9).



Figura 9. Inoculación con *M. incognita*

P. capsici. La inoculación con *P. capsici* se llevó cabo a los 70 días después de la inoculación con *M. incognita*. Para ello se cuantificó el número de zoosporas por mililitro de suspensión madre utilizando un hematocitómetro (Redondo, 1989). El inóculo se ajustó a 10,000 zoosporas/ml y se aplicó 1 ml (10 mil zoosporas) por planta en los dos tratamientos con *P. capsici* (Pc y Mi+Pc). Antes de la inoculación se inundaron las camas de cada tratamiento (Pc y Mi+Pc), y posteriormente se aplicó la dosis de inóculo en la base del tallo de cada planta con una micropipeta. Después de la inoculación, las camas fueron cubiertas con plástico transparente para incrementar la HR y favorecer la infección por *P. capsici* (Figura 10).

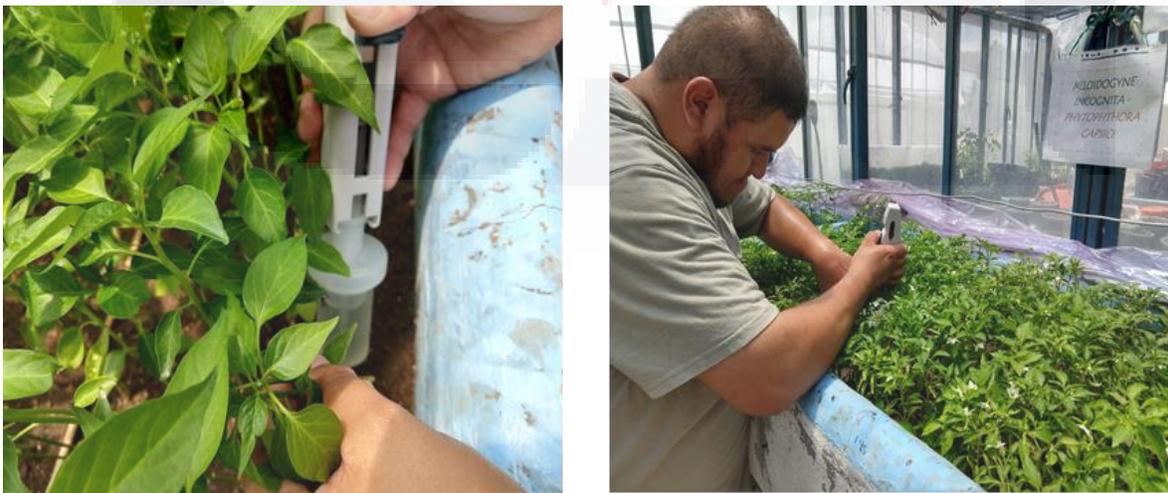


Figura 10. Inoculación con *P. capsici*.

5.6 Extracción y procesamiento de plantas

A los 20 días después de la inoculación con *P. capsici* se extrajeron las cinco plantas con raíz de cada línea en cada uno de los cuatro tratamientos. Para ello se usó una pala de jardinería; se removi6 cuidadosamente el suelo con plantas y raíces para no dañar el sistema radicular; luego se lav6 la raíz de cada planta para retirar los restos de sustrato. Se destin6 un área para organizar las plantas de cada línea de los 4 tratamientos y obtener fotografías por línea que fijaran la respuesta a cada tratamiento (Figura 11). Las fotografías se organizaron en una base de carpetas con archivos fotográficos por línea y así poder evaluar posteriormente la respuesta a los dos patógenos de manera individual y combinada.

Después de tomar las fotografías, las cinco plantas de cada línea de cada tratamiento se colocaron en una bolsa de papel previamente etiquetada para registrar el peso fresco y enseguida se llevaron a una estufa a 65 °C por 24 horas para obtener el peso seco.



Figura 11. Registro fotográfico: respuesta de una línea a los tratamientos.

5.7 Variables de respuesta

La respuesta de las líneas y progenitores a los tratamientos considero ocho variables.

Peso Fresco (PF) por planta – se promediaron los valores obtenidos de PF por línea considerando el número de plantas recuperadas y procesadas.

Peso Seco (PS) por planta – se promediaron los valores obtenidos de PS por línea considerando el número de plantas recuperadas y procesadas.

Pérdida de verdor (PV) por planta – a partir de los archivos fotográficos por línea se registró la pérdida de verdor por planta usando una escala con 5 categorías: nula (0), baja (1), media (2), alta (3) y planta muerta (4).

Severidad por Agallamiento - a partir de los archivos fotográficos por línea se registró la severidad del agallamiento en la raíz de cada planta usando la escala de Taylor y col.,1978 (Figura 12). Esta escala de severidad considera 6 categorías (0 a 5), donde 0 equivale a la ausencia de agallas en la raíz y 5 equivale a >76% de agallamiento (Tabla 1). En el caso de plantas muertas se asignó la categoría 6. La mortalidad fue causada por inundación y/o por doble inoculación (Mi+Pc), de tal forma que en plantas muertas no fue posible determinar el nivel de agallamiento en la raíz.

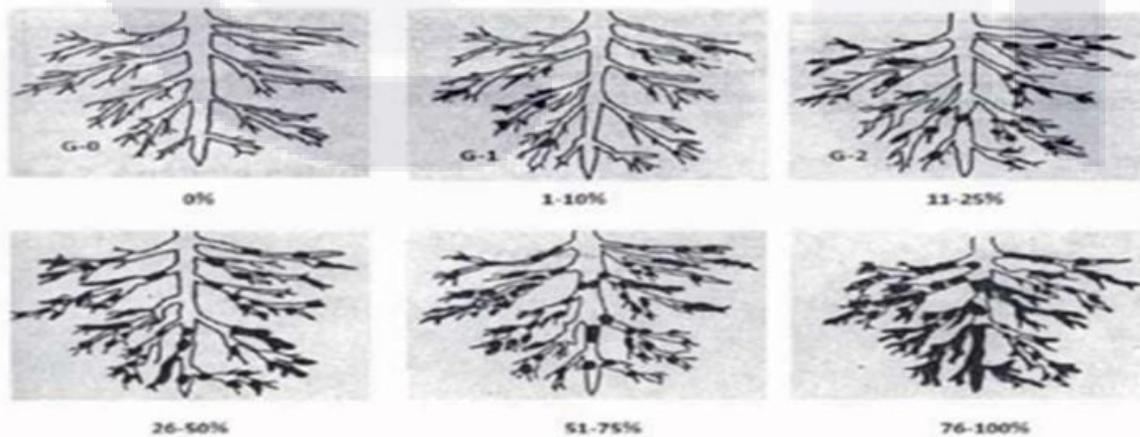


Figura 12. Escala cuantitativa de infección radical.

Fuente: Taylor y col., 1978

Tabla 1. Escala de resistencia

Grados de afección	% de severidad	Reacción
0	0%	Inmune (I)
1	1-10%	Resistente (R)
2	11-25%	Moderadamente resistente (MR)
3	26-50%	Moderadamente susceptible (MS)
4	51-75%	Susceptible (S)
5	76-100%	Altamente susceptible (AS)

Fuente: Sañudo y col., 2003; Sharma y col., 2006

Severidad por Pudrición de raíz - a partir de los archivos fotográficos por línea se registró la severidad de pudrición en la raíz de cada planta usando una escala de 0 a 4 (Luna, 2012), donde 0 equivale a plantas con tallos y raíces sanas (sin pudrición y/o necrosis), y 4 equivale a plantas con pudrición total de raíz y necrosis en el la base del tallo.

Incidencia de agallamiento - a partir de los archivos fotográficos por línea se registró el % de plantas con síntomas de agallamiento (severidad >0).

Incidencia de pudrición de raíz - a partir de los archivos fotográficos por línea se registró el % de plantas con pudrición de raíz (severidad >0).

Sobrevivencia - a partir de los archivos fotográficos se registró el % de plantas vivas por línea en cada tratamiento.

5.8 Análisis estadísticos de los datos

Todos los datos fueron capturados en una hoja de Excel y analizados con el paquete Statistica 8.0 (StatSoft, Inc.). Se generaron las estadísticas básicas por Línea, por Tratamiento, y Línea x Tratamiento para cada variable. Los datos también se analizaron como diseño factorial y se generaron los ANOVA's y pruebas de Tukey ($p \leq 0.05$) para cada variable, excepto PF y PS.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 CARACTERÍSTICAS DEL FRUTO Y MULTIPLICACION DE SEMILLAS

6.1.1 Caracterización del fruto

El ciclo PV-2017 en Calera, Zacatecas permitió producir frutos y semillas para 114 de las 118 RIL's, más los dos progenitores (CM334 y Maor). Los tres atributos del fruto analizados (peso, longitud y ancho) se resumen en la Tabla 2.

Tabla 2. Características del fruto de 114 RIL's y sus dos progenitores

	n	Peso del fruto (gr)			Longitud del fruto (cm)			Ancho del Fruto (cm)		
		Media	Min	Max	Media	Min	Max	Media	Min	Max
CM334	1	4.4	--	--	3.8	--	--	0.55	--	--
RIL's	114	23.3	6.4	61.9	5.8	3.3	8.7	1.37	0.7	2.35
Maor	1	150.2	--	--	6.1	--	--	4.05	--	--

Los rasgos del fruto muestran la gran divergencia entre los dos progenitores (Figura 13). El progenitor CM334 es un material resistente a *P. capsici* y *M. incógnita*, pero produce frutos pequeños (<5 gr) y la planta mantiene rasgos asilvestrados (ej. habito de crecimiento indeterminado, pubescencia en tallos, ramas y hojas; antocianinas en el fruto, asincronía en la maduración del estigma y anteras). Por su parte, el progenitor Maor es un pimiento dulce comercial de alto rendimiento con frutos grandes (150 gr), tallos y ramas suculentos, hojas grandes ovaladas, habito de crecimiento determinado, producción compacta, maduración sincrónica de anteras y estigma, pero susceptible a *P. capsici* y *M. incógnita*. De ahí que los frutos de las 114 RIL's mostraron gran divergencia en peso (6.4 a 61.9 gr), longitud (3.3 a 8.7 cm) y ancho (0.7 a 2.35 cm). La gran variación en rasgos del fruto es apenas una muestra de la gran divergencia observada en otros rasgos de planta como resultado de la cruce entre CM334 y Maor (datos no presentados). Algunas RIL's produjeron frutos de gran tamaño, cercanos a los 9 cm de longitud;

sin embargo, ninguna de las 114 RIL's alcanzó el ancho y el peso del fruto mostrado por Maor (6.1 cm y 150.2 gr). Es claro que los rasgos fenotípicos de las progenies son producto de la recombinación genética de los progenitores. Cuando los progenitores contrastan en sus rasgos, generalmente se producen progenies donde se recombinan esos rasgos. De la misma manera, si los progenitores contrastan en su respuesta al ambiente (ej. patógenos) entonces se esperarían progenies que recombinan la respuesta de los progenitores a los patógenos.

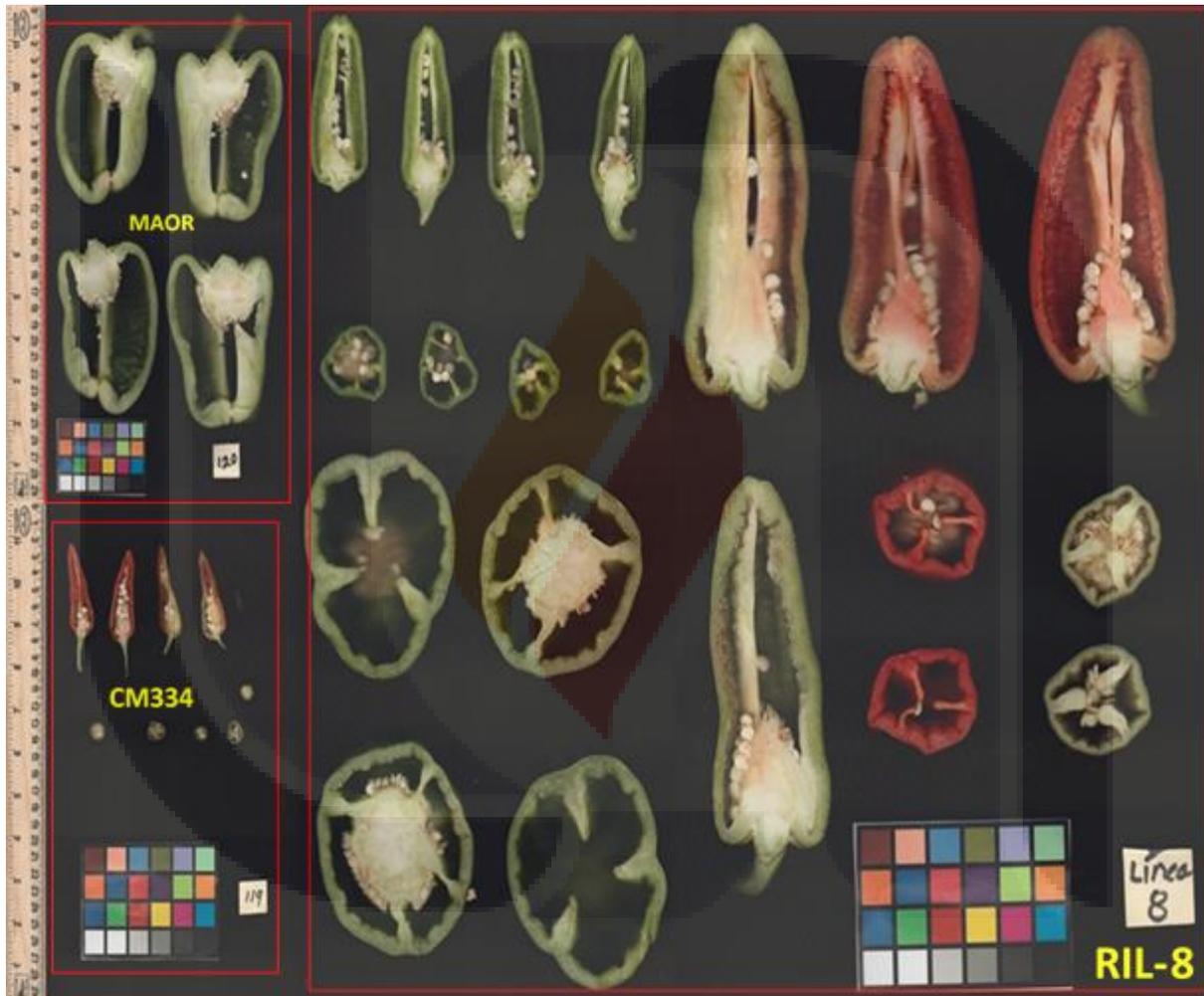


Figura 13. Rasgos del fruto en los progenitores (CM334 y Maor) y la RIL-8

6.1.2 Multiplicación de semillas de las RIL's y sus progenitores

Se logró incrementar semilla de casi todas las RIL's (114 de 118, más los dos progenitores). Se perdieron cuatro líneas porque la semilla no germinó (RIL-55), o porque las plantas no sobrevivieron al trasplante (RIL-93, RIL-117 y RIL-118). Con

la semilla recuperada de RIL's y progenitores se llevó a cabo el segundo objetivo de la tesis.

6.2 RESPUESTA DE RIL's y PROGENITORES A INOCULACIONES CONTROLADAS CON *M. incognita* y *P. capsici*

6.2.1 Peso fresco y seco de los progenitores

Las plantas de ambos progenitores disminuyeron su PF y PS en los tratamientos inoculados (Figura 14). El menor peso se observó con la inoculación combinada (Mi+Pc). El progenitor susceptible Maor mostró mayor peso por planta que CM334 en el tratamiento control, sin embargo, en los tratamientos con Pc y Mi+Pc el progenitor resistente CM334 supero en peso a Maor. Ambos progenitores mostraron pesos muy similares al ser inoculados solamente con Mi. Los resultados de peso fresco y seco por planta de los progenitores y las RIL's en cada tratamiento se muestran en el anexo A.

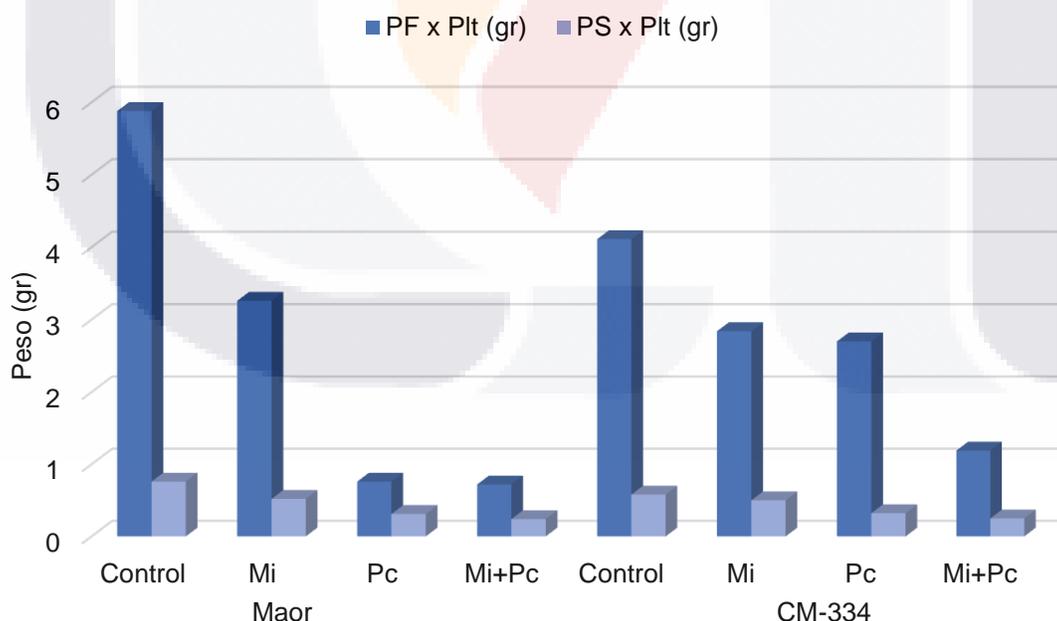


Figura 14. Peso fresco y seco por planta de los progenitores

6.2.2 Peso fresco RIL's

Los datos registrados fueron con respecto al peso fresco de las RIL's clasificadas de acuerdo al tratamiento y rango de peso (Ver Anexo A). El peso fresco mínimo que se registró fue de 0.22 gr y el peso máximo de 10.64 gr; estos valores fueron considerados para determinar cinco rangos de peso fresco de las RIL's. En la Figura 15 se observan los datos sobre la frecuencia de plantas en los diferentes rangos de peso fresco para cada tratamiento. El 41.5 % de las plantas que pertenecieron al tratamiento control mostró un peso fresco de 4.01 a 6 gr y el 39% un peso entre 2.01 a 4 gr.

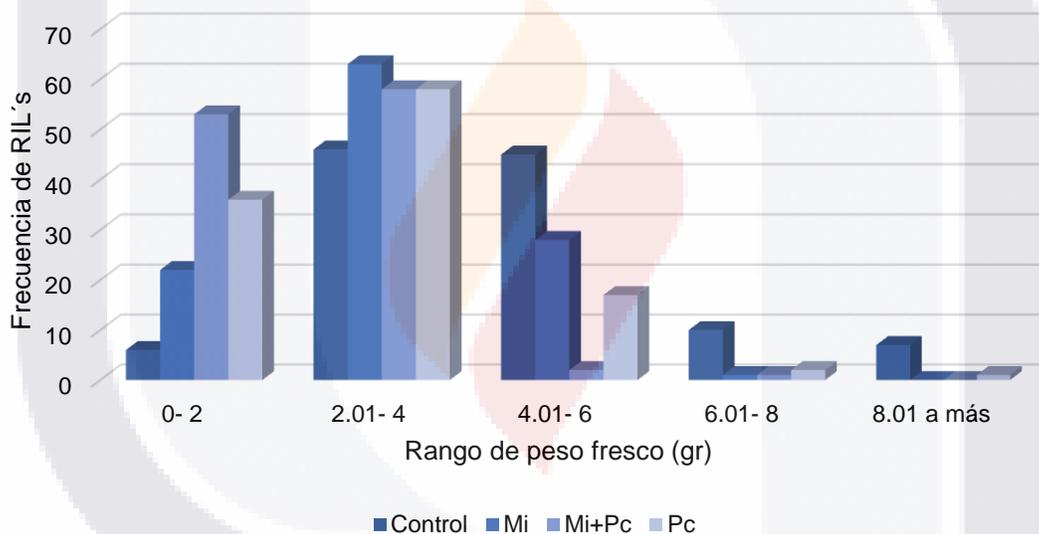


Figura 15. Frecuencia de RIL's según el peso fresco por tratamiento

El 55.3% de las RIL's del tratamiento *Meloidogyne incognita* (Mi) tuvieron un peso de entre 2.01 a 4 gr, el 24.6% mostraron pesos entre 4.01 a 6 gr, pero un 19.3% de las RIL's tuvieron un peso menor a los 2 gr. El peso en fresco fue menor en el tratamiento Mi+Pc, donde el 97.4% de las RIL registraron un peso entre 0 y 4 gr, lo que denotó que la interacción del nematodo y oomiceto provocaron un bajo crecimiento y desarrollo de las RIL's y repercutió en la cantidad de biomasa.

Las RIL's con pesos mayores a los 6 gr fue la 116 en el tratamiento Mi, 114 en el tratamiento Mi+Pc y la 12 y 15 para el tratamiento Pc, así mismo, en este último tratamiento la RIL 116 sobresalió con el mayor peso en fresco.

6.2.3 Peso seco RIL's

En la Figura 16 se observan la frecuencia en la cual se ubicaron las 114 RIL's consideradas en la investigación, según el peso en seco de las plantas. Los resultados indicaron que el 57% de las RIL's tuvieron un peso entre 0.4 y 0.8 gr para el tratamiento control y 20.2% más de 0.8 gr. Cuando las RIL's fueron inoculadas con *Meloidogyne incognita* y el oomiceto de forma individual, el 77.2 y 76.3% de estas, se ubicaron en un rango de peso seco de entre 0.2 y 0.6 gr y poco más del 17% de las RIL's mostró pesos secos mayores; mientras que, las plantas al ser afectadas al mismo tiempo por *Meloidogyne incognita* y el oomiceto, el 85.1% de las plantas se mantuvo en un peso seco de 0.2 a 0.6 gr y disminuyó la cantidad de RIL's con pesos mayores a 0.6 gr.

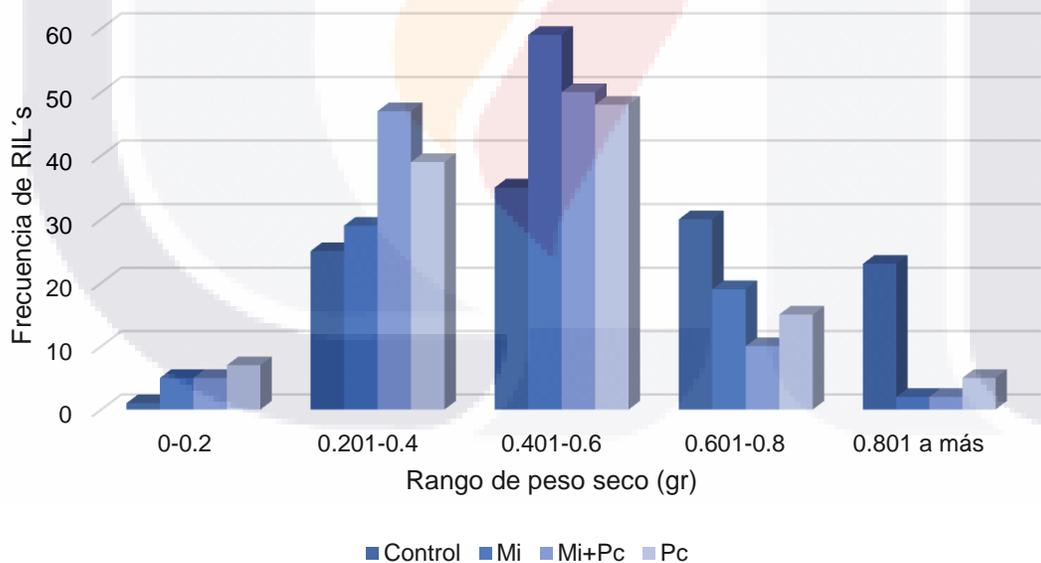


Figura 16. Frecuencia de RIL's según el peso seco por tratamiento

En las RIL's que mostraron algún tipo de afectación, el peso en seco fue variante. Sin embargo, las RIL's, con peso seco mayor a 0.8 gr fueron la 115 y 116 en el

tratamiento Mi, las RIL's 12,15, 36, 56 y 116 en el tratamiento Pc y en el tratamiento MI+Pc fueron las 12 y 114.

6.2.4 Pérdida de verdor de los progenitores

Las plantas de ambos progenitores muestran una pérdida de verdor (Figura 17). En el tratamiento de Pc del progenitor CM334 mostró nula pérdida de verdor. El progenitor susceptible Maor en las inoculaciones con Pc y Mi+Pc tuvo una afectación alta y cuando solo estaba Mi presente la pérdida de verdor fue media. Sin embargo, CM334 mostró ser susceptible al estar presente el nematodo solo y en interacción con el oomiceto. Ambos progenitores mostraron una pérdida de verdor muy similar al ser inoculados solamente con Mi.

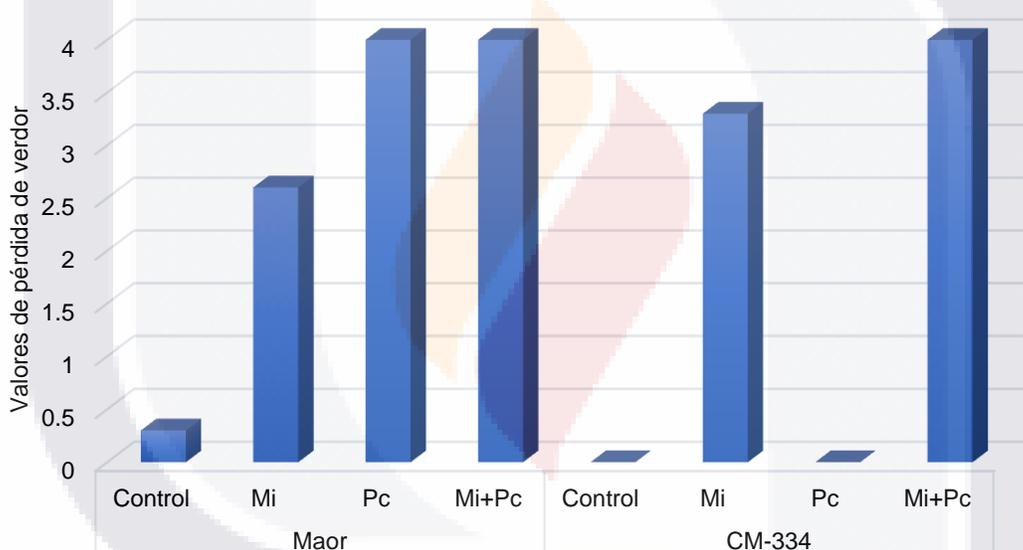


Figura 17. Pérdida de verdor de los progenitores.

6.2.5 Pérdida de verdor de las RIL's

La variación que existió en la pérdida de verdor en las RIL's se explica por el tipo de afectación que tuvieron en los diferentes tratamientos. Como se observa en la Tabla 3, el análisis de varianza reveló que los cuatro tratamientos considerados en la investigación difieren significativamente entre sí y se rechaza la hipótesis nula de que todas las medias son iguales, ya que la probabilidad de F fue mayor al valor registrado en tablas (2.68). La RIL y tratamiento fueron variables

significativamente a un $p < 0.05$, por lo que estos factores influyeron decisivamente en la pérdida de verdor de las RIL's; además se demostró que existió interacción entre los dos factores ($p\text{-valor} = 0.00$).

Tabla 3. ANOVA pérdida de verdor

FV	GL	SC	CM	FC	P
RIL	115	1142.23	9.92	2.88	0.00
TRAT	3	1476.29	478.36	106.27	0.00
RIL*TRAT	345	1560.89	4.52	3.90	0.00
Error	1854	2151.54	1.16		
Total	2317	6330.97			

Los resultados arrojados por la prueba de Tukey señalaron que los cuatro promedios de los tratamientos fueron diferentes entre sí (Tabla 4). La pérdida de verdor fue mayor en el tratamiento donde interactuaron el nematodo y el oomiceto juntos. Además, se observó que en el tratamiento donde las RIL's fueron inoculadas con el oomiceto tuvieron una mayor pérdida de verdor que cuando solo fueron inoculadas por el nematodo. La pérdida de verdor de las RIL's es una característica de la infestación por *Phytophthora capsici* (Velásquez-Valle, 2001; Rodríguez y col., 2011). Los datos de pérdida de verdor de los progenitores y RIL's se pueden observar a mayor detalle en el anexo B.

Tabla 4. Comparación de medias Tukey para pérdida de verdor por tratamiento.

Tratamiento	Media	Grupos
Control	0.74	A
Pc	2.35	B
Mi	2.00	C
Mi+Pc	2.91	D

Letras distintas indican diferencia estadística significativa, de acuerdo con pruebas de comparación de medias Tukey ($\alpha = 0.05$)

Los resultados obtenidos muestran variación en la pérdida de verdor, el grupo de RIL's de los tratamientos Pc y Mi+Pc mostraron una pérdida de verdor media;

mientras que en las RIL's del tratamiento Mi se observó una baja pérdida de verdor (Tabla 5). En la Figura 18 se observa la RIL 116 que mostró de nula a baja pérdida de verdor en los tratamientos de Pc y Mi.

Tabla 5. Pérdida de verdor de RIL's

Tratamiento	Pérdida de verdor
Control	Nula
Mi	Baja
Pc	Media
Mi+Pc	Media

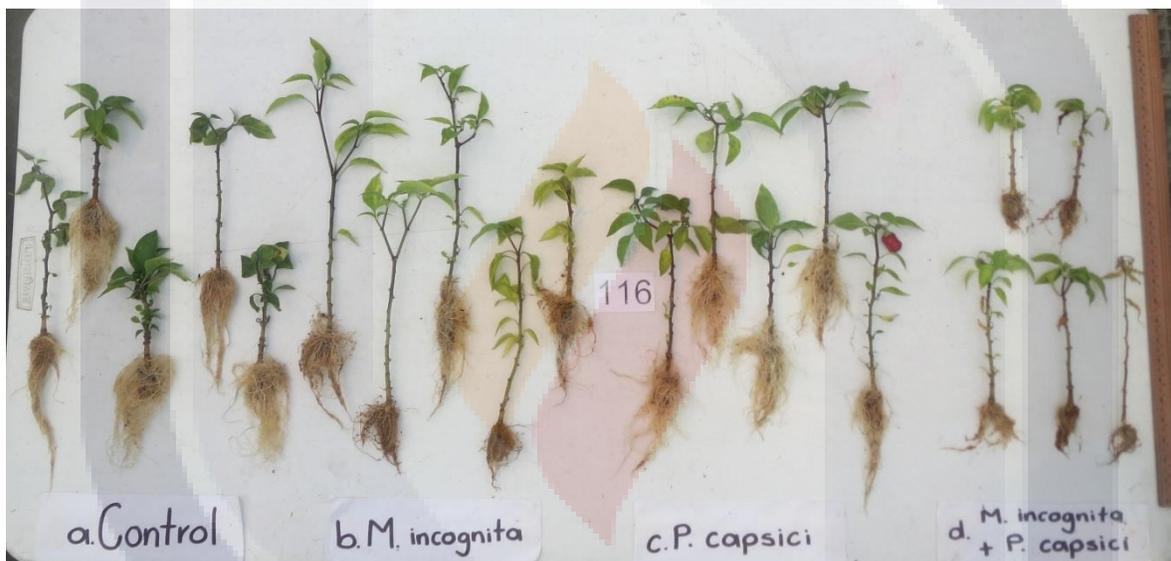


Figura 18. RIL 116 con nula pérdida de verdor.

En la Figura 19 se observa la frecuencia de las 114 RIL's según su pérdida de verdor. La diferencia observada en pérdida de color en el tratamiento Mi+Pc fue alta debido a que el nematodo y oomiceto causaron más severidad, la fenología en este estudio vincula la relación de las RIL's y sus progenitores con cambios visibles que están en estrecha relación con el genotipo. De acuerdo a Mundarain y col., (2005) el ambiente en que se desarrollan y la interacción entre los fitopatógenos es el resultado del complejo de interacciones, lo que ocasiona

diversas respuestas de los diferentes cultivos y variedades. Además de conocer las características fenotípicas y agronómicas de los cultivos es importante determinar las etapas distintivas del desarrollo, durante la asociación planta-patógeno-ambiente (Soto-Ortiz y Silvertooth, 2008).



Figura 19. Pérdida de verdor de las RIL's.

6.2.6 Severidad de agallamiento de los progenitores

La severidad de agallamiento en la raíz de cada planta de ambos progenitores fue similar en ambos tratamientos (Figura 20). Los progenitores Maor y CM334 presentaron los mismos grados de respuesta a Mi y Mi+Pc, al mostrar alta susceptibilidad (76-100% de severidad) lo que permite establecer una marcada sensibilidad al nematodo en inoculación individual y combinada con el oomiceto.

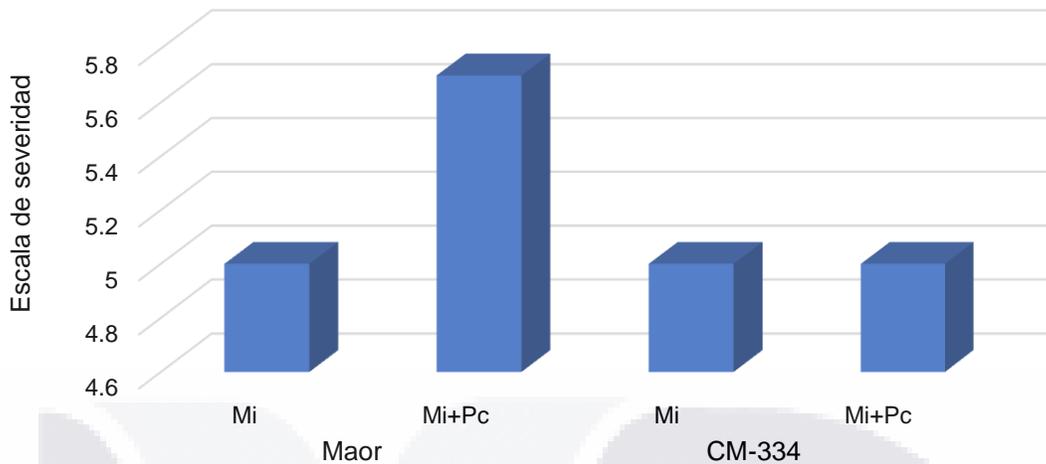


Figura 20. Severidad de agallamiento de los progenitores.

6.2.7 Severidad de agallamiento de las RIL's

La variación que existió en la severidad de agallamiento en las RIL's se explica por la susceptibilidad al nematodo. Como se observa en la Tabla 6, el análisis de varianza muestra que los tratamientos considerados en el estudio difieren significativamente entre sí. Las RIL's y sus progenitores, tratamientos y RIL por tratamiento fueron variables significativamente a un $p < 0.05$, por lo que estos factores influyeron decisivamente en la severidad de agallamiento; además se demostró que existió interacción entre los dos factores ($p\text{-valor} = 0.00$).

Tabla 6. ANOVA Severidad de agallamiento

FV	GL	SC	CM	FC	P
RIL	115	2248.25	19.50	2.76	0.00
TRAT	3	5891.11	1933.76	254.90	0.00
RIL*TRAT	345	2629.70	7.62	3.23	0.00
Error	1854	4368.68	2.36		
Total	2317	15137.73			

Los resultados obtenidos por la prueba de Tukey indican que los promedios de los tratamientos fueron diferentes entre sí (Tabla 7). La severidad por agallamiento fue mayor en el tratamiento donde interactuaron el nematodo y el oomiceto juntos Mi+Pc. Según Villar-Luna y col (2015), en el sistema de resistencia horizontal, la

interacción es determinada por mecanismos de defensa constitutivos que operan en la planta, se basa en la presencia de genes particulares y metabolitos específicos que codifican y tienen relevancia en la respuesta inmune, la cual es preferencialmente inducida en plantas con un genotipo específico, esto asociado a la interacción de este estudio entre el nematodo y el oomiceto en la inoculación combinada.

Tabla 7. Comparación de medias Tukey para severidad de agallamiento.

Tratamiento	Media	Grupos
Control	0.83	A
Mi	4.13	B
Mi+Pc	4.81	C

Letras distintas indican diferencia estadística significativa, de acuerdo con pruebas de comparación de medias Tukey ($\alpha=0.05$)

La respuesta de las RIL's (Anexo C) permitió establecer variación en la reacción, categorizando una RIL inmune en el tratamiento Mi, y por el contrario el grupo donde se categorizaron más RIL's fue en el de altamente susceptible (Figura 21).

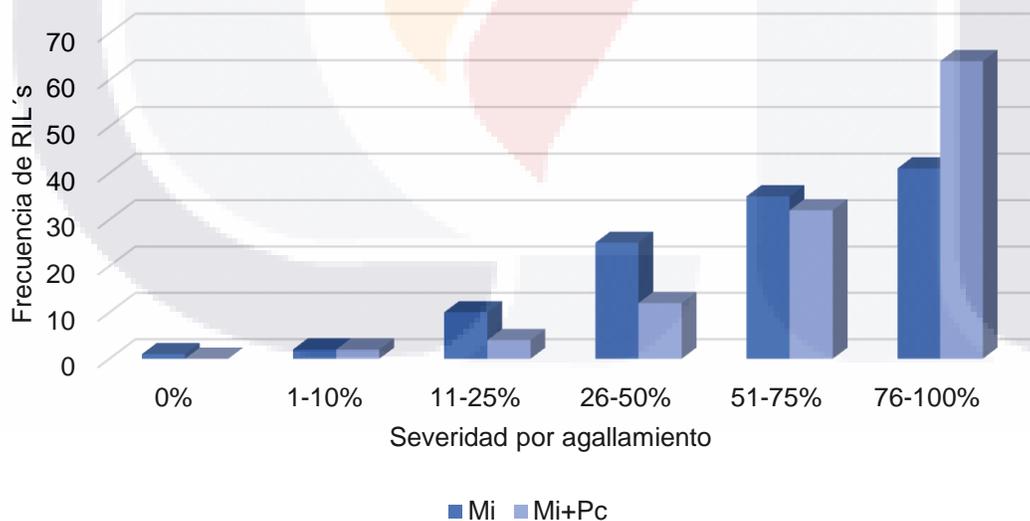


Figura 21. Severidad de agallamiento de RIL's por Tratamiento

En estudios realizados por González y col., (2010) se encontró que las especies de solanáceas son susceptibles hasta altamente susceptibles al ataque de

Meloidogyne spp; sin embargo, la resistencia de los genotipos está condicionada a la presencia del gen *Mi* en las especies *M. incognita*, *M. arenaria* y *M. javanica*. Djian-Caporalino y col. (2007; 2014) reportaron que en *C. annuum*, la resistencia a *Meloidogyne spp*. es controlado por varios genes dominantes independientes designados como los *Me* genes, estos genes han demostrado ser estables a altas temperaturas en tres accesiones altamente resistentes y genéticamente distantes, dentro de estas se menciona a CM334 (Criollo de Morelos 334).

6.2.8 Incidencia por agallamiento en progenitores

Los datos registrados sobre la incidencia por agallamiento de los progenitores y las RIL's (Ver Anexo C) permiten determinar que en los tratamientos inoculados el porcentaje de plantas con síntomas de agallamiento fue mayor al 20% (Figura 22). El progenitor susceptible Maor mostró menor incidencia que CM334 en el tratamiento Mi+Pc, sin embargo, ambos progenitores tuvieron una incidencia similar al ser inoculados solamente con Mi.

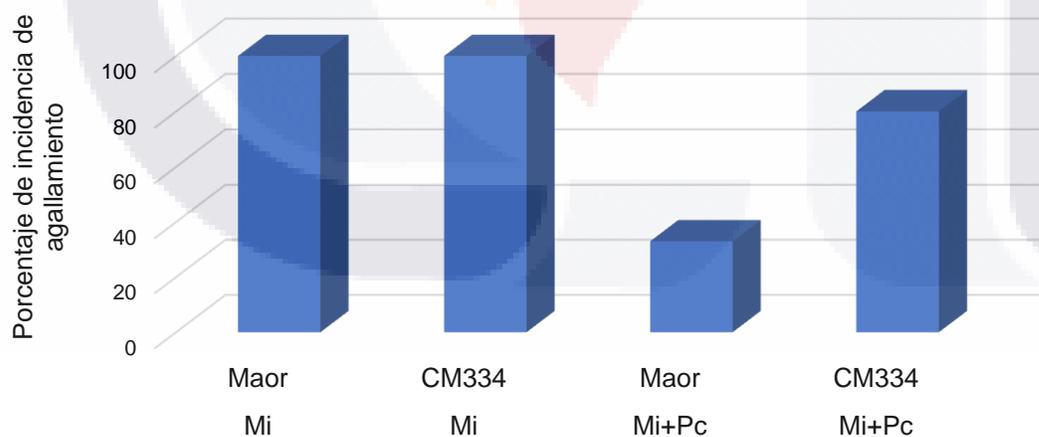


Figura 22. Incidencia de agallamiento de los progenitores.

6.2.9 Incidencia de agallamiento en las RIL's

Los resultados obtenidos indican variación en los grados de reacción de las RIL's, en los tratamientos con Mi y Mi+Pc (Figura 23). Se categorizaron 20 RIL's como inmunes (I) en ambos tratamientos y en Mi mostró más del 70% como altamente susceptible (AS). Esto indica que las RIL's tienen una marcada sensibilidad a la inoculación individual con Mi en comparación al complejo nematodo-oomiceto.

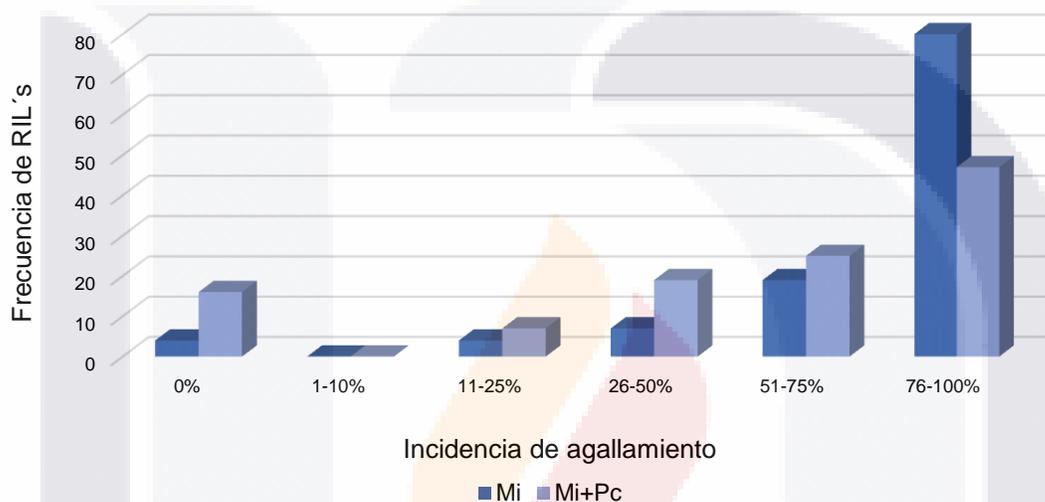


Figura 23. Incidencia de agallamiento de las RIL's

La presencia de nematodos fue evidente por las agallas presentes en el sistema radical, causaron lesiones y pudrición de raíces en algunas RIL's altamente susceptibles. Estos daños ocasionan falta de vigor, clorosis en hojas y sintomatología característica de la presencia del nematodo, lo que fue más evidente en las RIL's con mayor número de raíces afectadas. Sin embargo, el grado de reacción de cada RIL al nematodo fue diferente debido a las características propias de cada uno (Molinari, 2015).

6.2.10 Sobrevivencia por agallamiento de progenitores

Los progenitores en los tratamientos inoculados tuvieron un porcentaje de sobrevivencia menor al 80% de plantas vivas en cada tratamiento (Figura 24). El

progenitor susceptible Maor tiene 0% de sobrevivencia en el tratamiento Mi+Pc, no obstante, en estas mismas condiciones el progenitor CM334 tuvo un 80% de sobrevivencia, sin embargo, ambos progenitores mostraron una sobrevivencia similar al ser inoculados solamente con Mi.

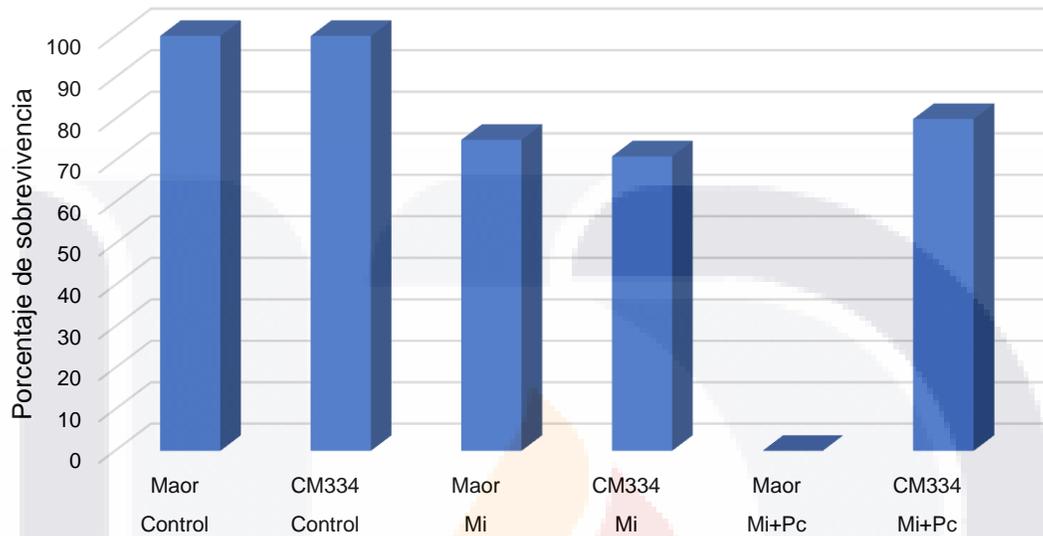


Figura 24. Sobrevivencia por agallamiento de los progenitores.

6.2.11 Severidad por agallamiento de las RIL's

Las RIL's en los tratamientos mostraron un porcentaje de sobrevivencia menor al 70% de plantas vivas en cada tratamiento (Figura 25). En el tratamiento Mi fue donde hubo más sobrevivencia con una incidencia mayor al 76%, no obstante, la sobrevivencia de las RIL's en el tratamiento Mi+Pc fue similar en todos los porcentajes de incidencia.

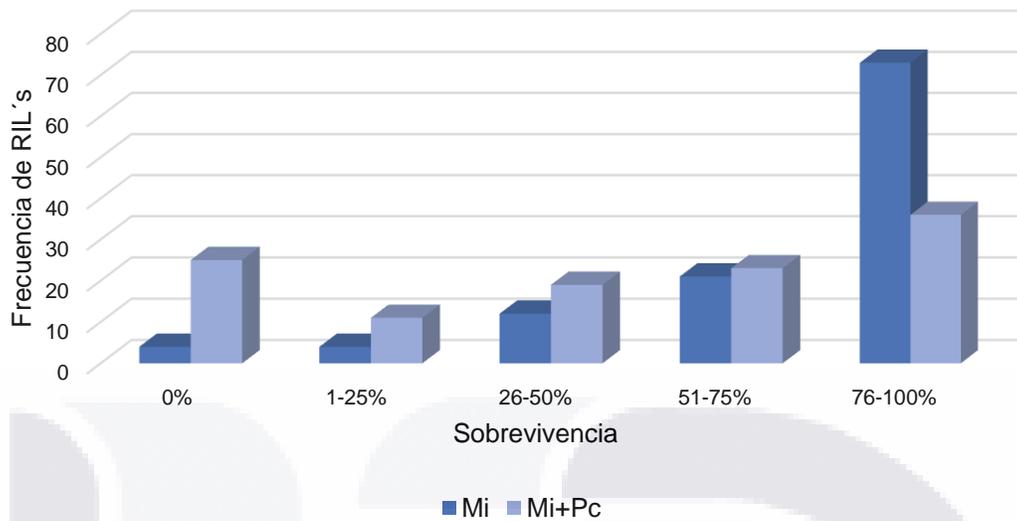


Figura 25. Sobrevivencia por agallamiento de las RIL´s.

En un estudio realizado por Pegard y col., 2005 demostraron que el criollo de Morelos CM-334 es altamente resistente al oomiceto *P. capsici* y para las tres principales especies de *Meloidogyne* (*M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*). La resistencia de los genotipos de Chile controlados por el gen *N* ha sido efectiva contra varios aislados avirulentos de *M. incognita* (Fazari y col., 2012; Kokalis-Burelle, 2009). Sin embargo, CM-334 reportado como resistente a las agallas de raíz fue altamente susceptible al aislamiento de *M. incognita* utilizado en el presente estudio. En trabajos similares realizados por Thies y Fery (2002) muestran que el Chile "Carolina Wonder" es altamente resistente a *M. incognita*, con un grado de afección muy bajo o nulo. La susceptibilidad de los hospedantes al nematodo puede ser explicada también desde el punto de vista poblacional del patógeno (Thies y col., 2005).

6.2.12 Severidad por pudrición de raíz en los progenitores

La severidad por pudrición en la raíz de cada planta de ambos progenitores fue similar en el tratamiento con la doble inoculación (Figura 26). El progenitor susceptible Maor presentó resultados similares de afectación en ambos tratamientos; mientras que, el progenitor resistente CM334 observó diferencias

entre tratamientos, ya que en presencia de Pc no tuvo ningún daño, sin embargo, en la inoculación combinada Mi+Pc el resultado fue igual a Maor (Figura 27) .

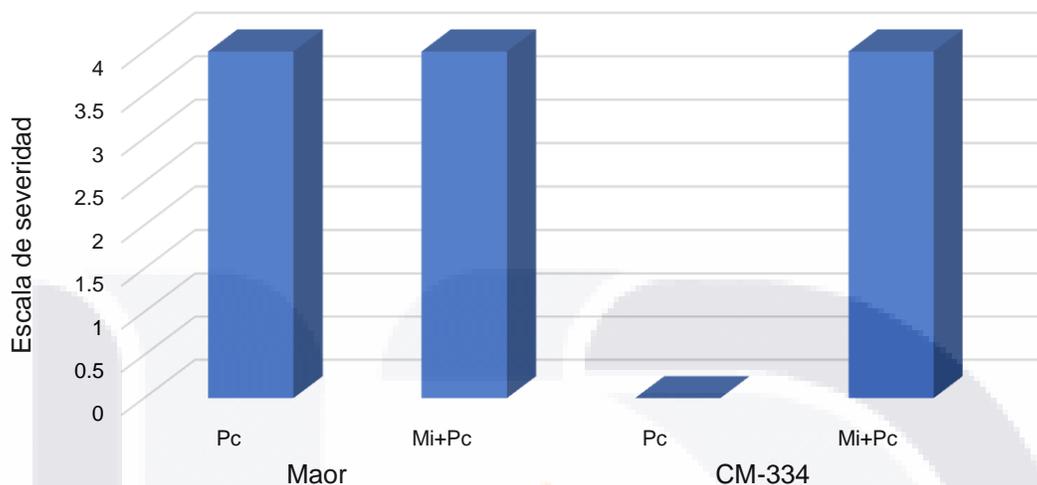


Figura 26. Severidad por pudrición de raíz de los progenitores por tratamiento



Figura 27. Progenitor CM-334

En trabajos realizados por Villar-Luna y col., (2016) se obtuvo que CM334 es resistente a *Phytophthora capsici*, pero susceptible a *Meloidogyne enterolobii* y *Nacobbus aberrans* y la resistencia a Pc está asociada con capsidiol (fitoalexina sesquiterpénica). El mecanismo de resistencia a varios aislamientos de este oomiceto se expresa como una respuesta hipersensible en raíces, tallos y hojas

(Zinoveva., 2004). En este estudio el Criollo de Morelos fue resistente a la cepa de *Phyophthora capsici* utilizada.

6.2.13 Severidad por pudrición de raíz en las RIL´s

La variación que existió en la severidad de pudrición de raíz en las RIL´s se explica por la susceptibilidad al oomiceto y la interacción con el nematodo. Como se observa en la Tabla 8, el análisis de varianza muestra que los tratamientos considerados en el estudio difieren significativamente entre sí. Las RIL´s y sus progenitores, tratamientos y RIL por tratamiento fueron variables significativamente a un $p < 0.05$, por lo que estos factores influyeron decisivamente en la severidad de agallamiento; además se demostró que existió interacción entre los dos factores ($p\text{-valor} = 0.00$).

Tabla 8. ANOVA Severidad de pudrición de raíz

FV	GL	SC	CM	FC	P
RIL	115	1616.99	14.07	2.71	0.00
TRAT	3	806.61	268.87	51.99	0.00
RIL*TRAT	345	1791.53	5.19	2.54	0.00
Error	1854	3795.61	2.047		
Total	2317				

Los resultados obtenidos por la prueba de Tukey indican que los promedios de los tratamientos fueron diferentes entre sí (Tabla 9). La severidad de pudrición de raíz fue mayor en el tratamiento donde interactuaron el nematodo y el oomiceto juntos Mi+Pc. En algunos casos, la interacción entre nematodos y hongos fitoparásitos, también puede resultar en el fenómeno conocido como “rompimiento de resistencia” (Gómez-Zavaleta, 2001), lo que se puede interpretar de la interacción de este estudio entre el nematodo y el oomiceto en la inoculación combinada.

Tabla 9. Comparación de medias Tukey para severidad por pudrición de raíz.

Tratamiento	Media	Grupos
Control	0.61	A

Pc	1.78	B
Mi+Pc	2.19	C

Letras distintas indican diferencia estadística significativa, de acuerdo con pruebas de comparación de medias Tukey ($\alpha=0.05$)

Los datos obtenidos con respecto a la severidad de pudrición de raíz de los progenitores y RIL's por tratamiento se muestra en el Anexo D. En la Figura 28 se observa la frecuencia de las 114 RIL's de acuerdo a la severidad por pudrición de raíz. Los resultados obtenidos indican variación en severidad de pudrición de raíz, determinando que de las 114 RIL's en el tratamiento Pc más del 31% no presentó síntomas, en comparación con las plantas afectadas.

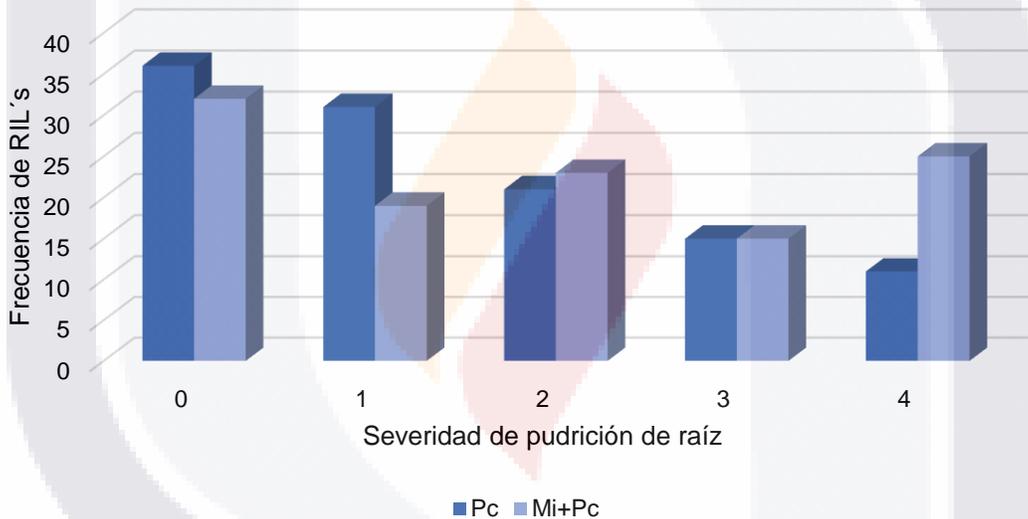


Figura 28. Severidad por pudrición de raíz de las RIL's por tratamiento

El genotipo de chile tipo serrano Criollo de Morelos 334 (CM-334) fue altamente resistente a *P. capsici* y su resistencia se mantuvo aun cuando se inocula con las cepas más virulentas (Kim y Kim, 2009); actualmente se le considera como el resistente universal a *P. capsici* (Glosier y col., 2008). Ezziyyani y col (2004) realizaron una evaluación de genotipos de *C. annuum* para el biocontrol de *P. capsici*, incluyendo a CM-334, en la que no encontraron fuente de resistencia completa al patógeno, pero sí interacciones genotipo-aislado, así como diferencias

de virulencia entre aislados. En este estudio el Criollo de Morelos fue resistente a la cepa de *Phyophthora capsici* utilizada.

6.2.14 Incidencia por pudrición de raíz de los progenitores

Los datos registrados sobre incidencia y sobrevivencia (ver Anexo D) de pudrición de raíz permitieron determinar que en los tratamientos inoculados el porcentaje de plantas con pudrición de raíz fue variable entre progenitores y tratamientos (Figura 29). El progenitor susceptible Maor mostró una incidencia del 100% en los tratamientos con Pc y Mi+Pc, sin embargo, el progenitor resistente CM334 fue contrastante al mostrar 0% de incidencia al ser inoculado solamente con Pc, sin embargo, en la doble inoculación ambos progenitores tuvieron un 100% de incidencia de pudrición de raíz.

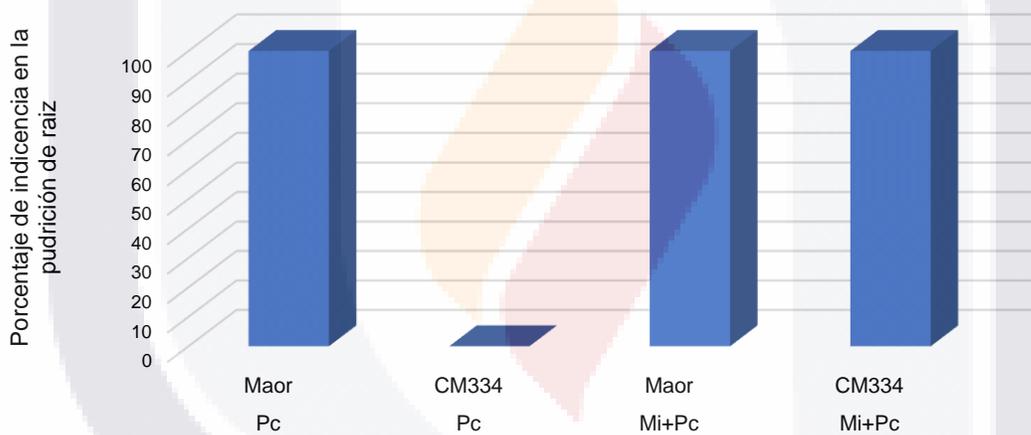


Figura 29. Incidencia de pudrición de raíz de los progenitores.

6.2.15 Incidencia por pudrición de raíz de los RIL's

En la Figura 30 se observa la frecuencia de las 114 RIL's de acuerdo a la incidencia por pudrición de raíz. En los tratamientos inoculados el porcentaje de plantas con pudrición de raíz fue variable entre las RIL's y tratamientos. En el tratamiento Mi+Pc resultaron 47 RIL's con una incidencia mayor al 76%, de igual manera donde solo estaba el nematodo afecto a 32 RIL's con una incidencia mayor al 76% siendo estos donde se agruparon la mayor cantidad de RIL's.

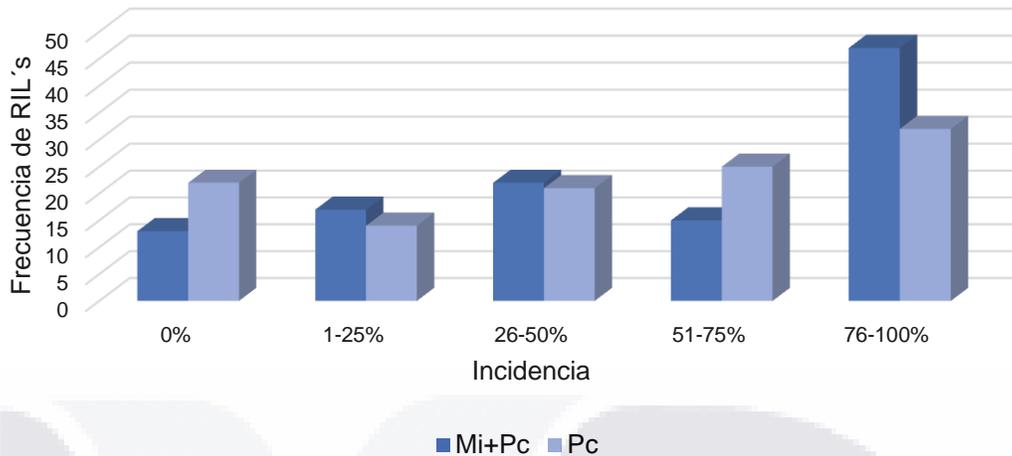


Figura 30. Incidencia de pudrición de raíz de las RIL`s.

La diferencia observada en la severidad por pudrición de raíz entre los tratamientos Pc y Mi+Pc es resultado a las interacciones que involucran los nematodos fitoparásitos y hongos con origen en el suelo, causantes de pudriciones radicales y marchitamientos, pueden resultar en efectos aditivos y sinérgicos, en relación con el impacto que tienen en el crecimiento o producción del hospedante (Lamour y col., 2011)

6.2.16 Supervivencia por pudrición de raíz de progenitores

El porcentaje de plantas vivas de los progenitores en cada tratamiento inoculado fue similar (Figura 31). El progenitor susceptible Maor tiene 0% de supervivencia en los tratamientos Pc y Mi+Pc, sin embargo, el progenitor CM334 en el tratamiento con Pc tuvo un 100% de supervivencia y donde estuvieron presentes ambos patógenos mostró 0% de plantas vivas, lo que indica una susceptibilidad a estos.

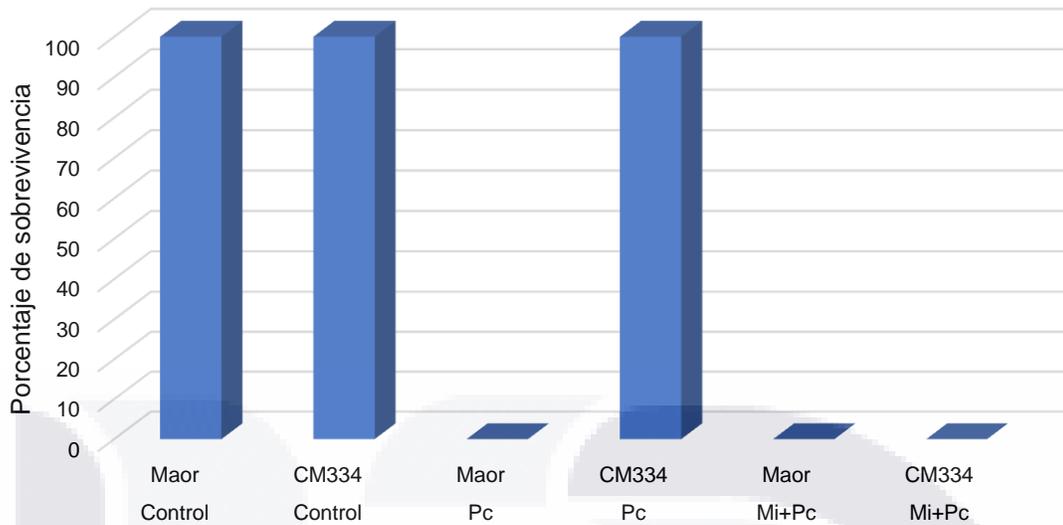


Figura 31. Sobrevivencia de los progenitores por pudrición de raíz.

6.2.17 Sobrevivencia por pudrición de raíz de las RIL's

Las RIL's en ambos tratamientos mostraron un porcentaje de plantas vivas similar (Figura 32). En el tratamiento Pc fue donde hubo más sobrevivencia con una incidencia mayor al 76%, no obstante, la sobrevivencia de las RIL's en el tratamiento Mi+Pc fue similar a Pc en las incidencias mayor a 26% y menor a 25%, las RIL's mostraron susceptibilidad a los patógenos.

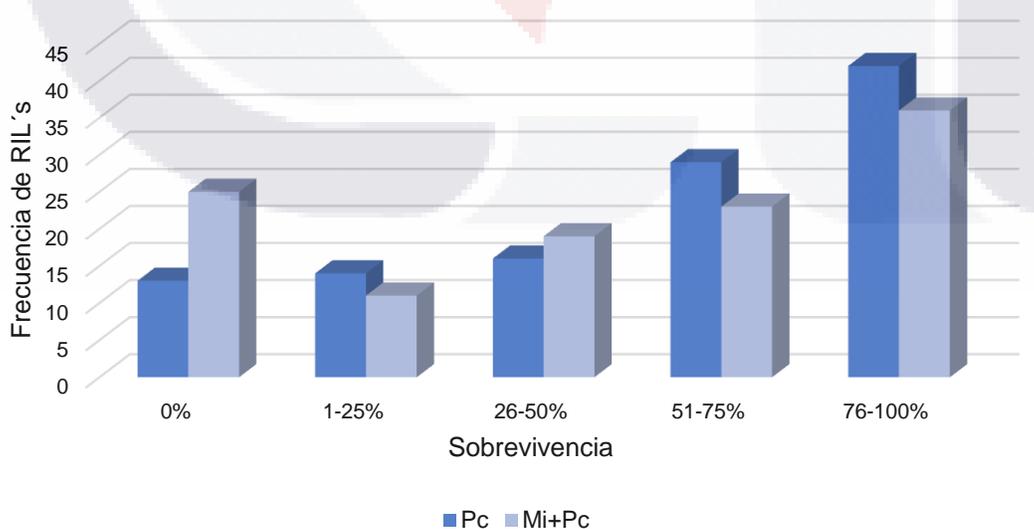


Figura 32. Sobrevivencia de las RIL's por pudrición de raíz.

En algunos casos, la interacción entre nematodos y hongos fitoparásitos, también puede resultar en el fenómeno conocido como “rompimiento de resistencia” (Zavaleta, 2002).

7. Conclusiones

Los progenitores y RIL´s evaluadas presentan una amplia variabilidad en peso de frutos, medida longitudinal y transversal, lo cual define rasgos muy divergentes entre ellas.

La inoculación combinada de *Meloidogyne incognita* y el oomiceto *Phytophthora capsici* en la planta de chile provoca un mayor daño, que cuando se inoculan de manera aislada. La interacción de ambos patógenos causa mayor pérdida de verdor, severidad por agallamiento, severidad por pudrición de raíz e incidencia y menor sobrevivencia en las plantas.

La pérdida de verdor de las RIL´s fue mayor en los tratamientos Pc y Mi+Pc en una escala media. El progenitor Maor tuvo mayor pérdida de verdor; mientras que, CM-334 ante la inoculación con nematodos no sufrió cambios en el verdor de las RIL`s, pero esta condición cambio ante la doble inoculación (Mi+Pc). En el tratamiento Pc y Mi sobresalen 5 RIL´s con una nula perdida de verdor, pero en ambos tratamientos la RIL común fue la 116.

En cuanto a la severidad en el agallamiento, Maor y CM-334 son susceptibles a *Meloidogyne incognita* y esta condición se agrava cuando se realiza la doble inoculación. En la evaluación de severidad por agallamiento en el tratamiento de *Meloidogyne incognita* se identifican 13 líneas resistentes al nematodo y 6 líneas resistentes a la interacción nematodo-oomiceto del tratamiento de *Meloidogyne incognita* + *Phytophthora capsici*. EL 70% de las RIL´s tienen más de 75% de incidencia de agallamiento; en este sentido, la RIL 59 tiene resistencia a Mi, pero al ser inoculada por Pc+Mi, se observa una afectación de más del 75%.

En la evaluación de severidad de pudrición de raíz en el tratamiento de *Phytophthora capsici* son 36 líneas resistentes al oomiceto y 32 líneas resistentes a la interacción nematodo-oomiceto del tratamiento de *Meloidogyne incognita* + *Phytophthora capsici*. En ambos tratamientos sobresale el progenitor CM-334 y 11 RIL's, entre ellas la 116.

El progenitor CM-334 sobrevivió a la pudrición de raíz, ante la afectación por el oomiceto, no así al nematodo. Más del 70% de las RIL's evaluadas sobrevivieron a la presencia del oomiceto, pero el porcentaje de sobrevivencia disminuye con la doble inoculación.

Los resultados indican que es posible obtener fuentes de resistencia genética al nematodo *Meloidogyne incognita* y el oomiceto *Phytophthora capsici*, además de que presentan características agronómicas comerciales.

8. BIBLIOGRAFIA

- Abad, P., Favery, B., Rosso, M.N. y Castagnone-Sereno, P. 2003. Root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. *Molecular Plant Pathology*, 4(4): 217-224.
- Abad, P., P. Castagnone-Sereno, M. Rosso, J. A. Engler, and B. Favery. 2009. Invasion, Feeding and Development. Pp. 163-181. In: *Root-Knot Nematodes*. R. N. Perry, M. Moens, y J. L. Starr, eds. CABI Publishing. UK.
- Agrios, G. N. 1996. *Fitopatología*. Segunda edición. Ed. Limusa. México. pp: 696-697.
- Agrios, G. N. 2005. *Plant pathology*. 5ta. ed. Elsevier Academic Press. USA. 923 p.
- Albuquerque, E. V. S., R. M. D. G. Carneiro, P. M. Costa, A. C. M. M. Gomes, M. Santos, and M. F. Grossi-de-Sa. 2010. Resistance to *Meloidogyne incognita*

- expresses a hypersensitive-like response in *Coffea arabica*. *European Journal of Plant Pathology* 127:365-373.
- Anaya-López, J. L., Martín-González, M., Villordo-Pineda, E., Rodríguez-Guerra, R., Rodríguez- Martínez, R., Guevara-González, R.G., Guevara-Olvera, L., Montero-Tavera, V., Torres- Pacheco, I. 2011. Selección de genotipos de chile resistentes al complejo patogénico de la marchitez. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 2: 373-383.
- Ando, K., Hammar, S., and Grumet, R. 2009. Age-related resistance of diverse cucurbit fruit to infection by *Phytophthora capsici*. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 134:176–182.
- ASERCA. 2015. El chile verde y su trascendencia cultural. *Claridades agropecuarias* 56, 3-40.
- Babadoost, M. & Zitter, T.A. 2009. Fruit Rots of Pumpkin. A serious threat to the pumpkin industry. *Plant Disease* 93 (8):772-782. doi:10.1094/PDIS-93-8-0772.
- Baidoo, R., Soumi, J., Tesfamariam, M. M., Janete, A. B., McSorley, R., Stamps, R. H., WilliamT. C. 2016. Mitochondrial Haplotype-based Identification of Root-knot Nematodes (*Meloidogyne spp.*) on Cut Foliage Crops in Florida. *Journal Of Nematology*. 48 (3): 193-202.
- Barbary, A., Djian-Caporalino, C., Palloix, A., y Castagnone-Sereno, P. 2015. Host genetic resistance to root-knot nematodes, *Meloidogyne spp.*, in Solanaceae: from genes to the field. *Pest Management Science*, 71(12): 1591-1598.
- Barbary, A., Palloix, A., Fazari, A., Marteu, N., Castagnone-Sereno, P. y DjianCaporalino, C. 2014. The plant genetic background affects the efficiency of the pepper major nematode resistance genes Me1 and Me3. *Theoretical and Applied Genetics*, 127(2): 499-507.
- Barchenger, W.D., Bosland W.P. 2016. Exogenous applications of capsaicin inhibits seed germination of *Capsicum annum*. *Scientia Horticulturae*. 203(1): 29-31.
- Barker, K. 1985. Sampling nematode communities. En: *An Advance Treatise on Meloidogyne*, Volume II: Methodology. Edited by K. R. Barker, C. C. Carter

- and J. N. Sasser. Department of Plant Pathology, North Carolina State University, U.S.A. pp 3-17.
- Barker, K. R., and S. R. Koenning. 1998. Developing sustainable systems for nematode management. *Annual Review of Phytopathology* 36:165–205
- Barker, K. R., and W. W. Weeks. (1991). Relationships between soil and levels of
- Bartual R, Lacasa A, Marsal JI, Tello J. 1993. Efectos epistásicos en la resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento. *Boletín de Sanidad Vegetal de Plagas* 19 (3): 485-490.
- Bent, E., Loffredo, A., McKenry, M.V., Becker, J.O., Borneman, J., 2008. Detection and investigation of soil biological activity against *Meloidogyne incognita*. *J. Nematol.* 40, 109-118.
- Blair, J.E., Coffey, M.D., Park S. y., Geiser, D. M., y Kang, S. (2008). A multilocus phylogeny for *Phytophthora* utilizing markers derived from complete genome sequences. *Fungal Genetics and Biology*, 45, 266-277.
- Blanchard, R., Barbaree, H. E., Bogaert, A. F., Dickey, R., Klassen, P., Kuban, M. E., and Zucker, K. J. (2000). Fraternal birth order and sexual orientation in pedophiles. *Arch. Sex. Behav.* 29, 463–478.
- Bonnet, J., Danan, S., Boudet, C., Barchi, L., Sage-Palloix, A. M., Caromel, B. y Lefebvre, V. 2007. Are the polygenic architectures of resistance to *Phytophthora capsici* and *P. parasitica* independent in pepper? *Theoretical and Applied Genetics*, 115(2): 253-264.
- Bosland, P. W.; Votava, E. J. 2012. Peppers: vegetable and spice capsicums. 2nd (Ed.). Cabi publishing. London UK. 230 p.
- Caspar, S., Wurst, S. 2016. Positive effects of root-knot nematodes (*Meloidogyne incognita*) on nitrogen availability do not outweigh their negative effects on fitness in *Nicotiana attenuata*. *Plant and Soil*, 400 (1): 381-390.
- Castagnone-Sereno, P. 2002. Genetic variability of nematodes: a threat to the durability of plant resistance genes? *Euphytica*, 124: 193-99.
- Castagnone-Sereno, P., Bongiovanni, M., Wajnberg, E. 2007. Selection and parasite evolution: a reproductive fitness cost associated with virulence in the

- parthenogenetic nematode *Meloidogyne incognita*. *Evolutionary Ecology*, 21: 259270.
- Castagnone-Sereno, P., Danchin, E.G.J., Perfus-Barbeoch, L. y Abad, P. 2013. Diversity and evolution of root-knot nematodes, genus *Meloidogyne*: new insights from the genomic era. *Annual Review of Phytopathology*, 51: 203-220.
- Castagnone-Sereno, P., Semblat, J.P. y Castagnone, C. 2009. Modular architecture and evolution of the map-1 gene family in the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *Molecular Genetic Genomics*, 282: 547-554.
- Castañón-Nájera, G.; Latournerie-Moreno, L.; Mendoza-Elos, M.; Vargas-López, A.; Cárdenas-Morales, H. 2008. Colección y caracterización de Chile (*Capsicum spp.*) en Tabasco, México. *Phyton-Revista Internacional de Botánica Experimental* 77:189-202. [http:// www.revistaphyton.fundromuloraggio.org.ar/vol77/ CASTANION.pdf](http://www.revistaphyton.fundromuloraggio.org.ar/vol77/CASTANION.pdf)
- Chi, E. H., Young-IM, H., Hyoju, C., Ju, Y. M., Jiyoung L., Ah-Young, S., Chang, J. P., Gyeong, M. Y., Suk-Yoon, K., Ick-Hyun, J., Jeong, M. P. 2017. Silencing of an α -dioxygenase gene, Ca-DOX, retards growth and suppresses basal disease resistance responses in *Capsicum annum*. *Plant Molecular Biology* 93(4): 497-509.
- Cid Del Prado, V. I., A. T. Soto, y J. A. Hernández. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:32-39.
- Crous PW, Denman S, Taylor JE, Swart L, Palm ME. 2004. Cultivation and diseases of Proteaceae: Leucadendron, Leucospermum and Protea. CBS Biodiversity Series 2: 1–228. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, Netherlands.
- Djian-Caporalino, C., Fazari, A., Arguel, M. J., Vernie, T., VandeCastele, C., Faure, I., Brunoud, G., Pijarowski, L., Palloix, A., Lefebvre, V., and Abad, P. 2007. Root-knot nematode (*Meloidogyne spp.*) Me resistance genes in pepper (*Capsicum annum* L.) are clustered on the P9 chromosome. *Theor. Appl. Genet.* 114: 473-486.

- Do Rêgo, Elizanilda & Rêgo, M & Wally F de Matos, Izadora & Aparecida Barbosa, Lidiany. (2011). Morphological and chemical characterization of fruits of *Capsicum spp.* Accessions
- Dropkin, V. H. 1980 Introduction to plant nematology John Wiley & Sons, EEUU. 21 pp.
- Edongali, E. A, and H. Ferris. 1982. Varietals response to tomato to the interaction of salinity and *Meloidogyne incognita* infection. Journal of Nematology 14(1):57-62.
- Egea, C. M. D. Alcazar, y M. E. Candela. 1996. Capsidiol: Its role in the resistance of *Capsicum annum* to *Phytophthora capsici*. Physiologia Plantarum 98:737-742.
- Eisenback, D., J. Sasser y C. Carter. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne spp.*). En: An advanced treatise on Meloidogyne. Biology and control. International Meloidogyne Project. North Carolina State University Graphics, Raleigh. pp. 95-112.
- Eisenback, D.J. and Triantaphyllou, H.H. 1991. Root-knot nematodes: *Meloidogyne*
- Eisenback, D.J., and H. H. Triantaphyllou. 1991. Root-knot nematodes: *Meloidogyne species* and races. Pp. 191-274. In: R.W. Nickle (ed.). Manual of Agricultural Nematology. Marcel Dekker, Inc., New York.
- Eisenback, J. D., H. Hirschmann., J. N. Sasser, and A. C. Triantaphyllou. 1981. A guide to the Four Most Common Species of Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne species*). Plant Pathology and Genetics, North Carolina State University and the United States Agency for International Development, Raleigh, NC, U.S.A.
- Engels J. M. M., Ebert A. W., Thormann I. & De Vicente M. C. (2006) Centres of Crop diversity and/or origin, genetically modified crops and implications for plant genetic resources conservation. Genetic resources and Crop evolution, 53, 1675-1688.

- Erwin, D.C. & Ribeiro, O.K. 1996. *Phytophthora Diseases Worldwide*. APS PRESS. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. 562 pp.
- Erwin, D.C., Bartnicki- García, S., and Tsao, P.H., eds. 1983. *Phytophthora: Its biology, taxonomy, ecology and pathology*. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota.
- Esser, R. R., V. G., Perry and A. L., Taylor, 1976. A diagnostic compendium of the genus *Meloidogyne* (Nematoda: *Heteroderidae*). *Proc. Helminth. Soc. Wash.* 34: 138-150.
- Ezziyyani, Mostafa & Pérez Sánchez, C & Emilia Requena, María & Sid Ahmed, Ahmed & Candela, Maria-Emilia. (2004). Evaluación del biocontrol de "*Phytophthora capsici*" en pimiento (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento con "*Burkholderia cepacia*". *Anales de biología*, ISSN 1138-3399, N° 26, 2004, pags. 61-68. 26.
- Fazari, A., Palloix, A., Wang, L., Yan Hua, M., Sage-Palloix, A.M., Xi Zhang, B., Djian, C. C. 2012. The root-knot nematode resistance N-gene co-localizes in the Me-genes cluster on the pepper (*Capsicum annuum* L.) P9 chromosome. *Plant Breeding* 131(5): 665-673.
- Fernández, E., M. Acosta, y V. Pinto. 2007. Efecto de aplicaciones de fungicidas sobre la incidencia de la marchitez (*Phytophthora capsici* Leo.) del jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en invernadero. *Rev. Mex. Fitopatol.* 25:186-189.
- Figuroa-Rodríguez, K. A., Figuroa-Sandoval, B., Borja-Bravo, M., Carrillo-Hidalgo, O. M., Hernández-Rosas, F., & Tobón-Olguín, L. E. (2012). Confianza y redes sociales en productores de hortalizas en San Luis Potosí, México. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo*, 9, 441-453.
- Gallegly, M. & Hong, C. 2008. *Phytophthora*. Identifying Species by Morphology and ADN Fingerprints. American Phytopathological Society, St. Paul, MN. 158 pp.
- Garcia-Martinez, R. 1982. Post-infection development and morphology of *Meloidogyne cruciani*. *Journal of Nematology* 14:332-338.

- García-Rodríguez, M. A.; Chiquito-Almanza, E.; Loeza-Lara, P. D.; Godoy-Hernández, H.; Villordo-Pineda, E.; Pons-Hernández, J. L.; González-Chavira, M. M. y Anaya-López, J. L. 2010. Producción de chile ancho injertado sobre criollo Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. Rev. Agrobiología. 44(6):701-709.
- Gayoso, C., O. Martínez de Ilduya, R. Pomar, and F. Merino. 2007. Assessment of real-time PCR as a method for determining the presence of *Verticillium dahliae* in different solanaceae cultivars. European Journal of Plant Pathology 118:199-209.
- Glosier BR, Ogundiwin EA, Sidhu GS, Sisco DR, Prince JP (2008) A differential series of pepper (*Capsicum annuum* L.) lines delineates fourteen physiological races of *Phytophthora capsici*. Euphytica 162: 23-30.
- Godelieve, G.; C. Fenoll. 2002. Gene expresión in nematode feeding sites. Annual Review Phytopathology. 40 199-219.
- Godinez-Vidal, D., M. Rocha-Sosa, P. León-Mejía, E. Lozoya-Gloria, and E. Zavaleta-Mejía. 2007. Changes in the mevalonate pathway in chili CM334 infected by *Nacobbus aberrans*. XII National Congress of Biochemistry and Plant Molecular Biology & 6th Symposium México-USA. November 9-13. Guanajuato, México. P-91.
- Godinez-Vidal, D., M. Soto-Hernández, M. RochaSosa, E. Lozoya-Gloria, R.I. Rojas-Martínez, y E. Zavaleta-Mejía. 2009. Contenido de capsidiol en raíces de chile CM-334 infectadas por *Nacobbus aberrans* y su efecto en juveniles del segundo estadio. Nematologica 40:227-237.
- Gómez-Rodríguez, Olga & Zavaleta-Mejía, Emma. (2001). La asociación de cultivos una estrategia más para el manejo de enfermedades, en particular con *Tagetes* spp.
- Gonzales, F.; Gómez, L.; Rodríguez, M.; Piñon, M.; Casanova, A.; Gomez, O.; y Rodrlguez, I. 2010. Respuesta de genotipos de solanáceas frente a *Meloidogyne incognita* (kofoid y white) chitwood raza 2 y *M. arenaria* (neal) chitwood. Rev. Protección Veg. Vol. 22, No. 1.

- Granke, L.L. & Hausbeck, M.K. 2010. Effects of Temperature, Humidity and Wounding on Development of *Phytophthora* Rot of *Cucumber* Fruit. *Plant Disease* 94:1417-1424.
- Griffin, G. D., J. L. Anderson, and E. C. Jorgenson. 1968. Interaction of *Meloidogyne hapla* and *Agrobacterium tumefaciens* in relation to raspberry cultivars. *Plant Dis. Repr.* 52:492-493.
- GRIN (2014) National Plant Germplasm System: Peppers. Germplasm Resources Information Network <http://www.ars-grin.gov/npgs/stats/>
- Guigón-López, C., y González-González, P.A. 2004. Selección de cepas nativas de *Trichoderma* spp. con actividad antagónica sobre *Phytophthora capsici* Leonian y promotoras de crecimiento en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 22:117-124.
- Guzmán-Plazola, R.A., J. Jaraba N., E. Caswell-Chen, E. Zavaleta-Mejía, and I. Cid del Prado V. 2006. Spatial distribution of *Meloidogyne* species and races in the tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) producing region of Morelos, México. *Nematropica* 36:215-229.
- HAUSBECK, M. K and LAMOUR, K.H. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: Hausbeck, M.K. & Lamour, K.H. 2004. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: research progress and management challenges. *Plant Disease* 88:1292–1303.
- Hernández-Verdugo, S.; Dávila, A. P.; Oyama, K. 1999. Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del genero *Capsicum*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 64: 65-84.
- Hernández-Verdugo, S.; Guevara-González, R. G.; Rivera-Bustamante, R. F.; Vázquez -Yanes, C.; Oyama, K. 1998. Los parientes silvestres del chile (*Capsicum* spp.) como recursos genéticos. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 62:171-181. [http://www.researchgate.net/publication/224806819_Los_parientes_silvestres_del_chile_\(Capsicum_spp.\)_como_recursos_geneticos](http://www.researchgate.net/publication/224806819_Los_parientes_silvestres_del_chile_(Capsicum_spp.)_como_recursos_geneticos)
- Hickman, C.J. 1970. Biology of *Phytophthora* zoospores. *Phytopathology* 60:1128-1135.

- Hirschmann, H. 1985. The genus *Meloidogyne* and morphological characters differentiating its species. In: An Advanced Treatise on Meloidogyne Biology and Control. Vol. 1. Sasser, J. N. and C. Carter C. (eds). International Meloidogyne Project, North Caroline University Graphics, U.S.A. pp. 79-93.
- Hyo, S. M., K. Zakallah, G. K. Sang, S. Seon-Hye, and H. K. Young. 2010. Biological and structural mechanisms of disease development and resistance in chili pepper infected with the root-knot nematode. *Plant Pathology Journal* 26:149- 153.
- Ibiza VP, Blanca J, Cañizares J, Nuez F (2011) Taxonomy and genetic diversity of domesticated *Capsicum species* in the Andean región. *Genetic Resources and Crop Evolution* 59: 1077-1088.
- Janzac, B., M. F. Fabre, A. Polloix, and B. Moury. 2009. Phenotype and spectrum of action of the Pvr4 resistance in pepper against potyviruses, and selection for virulent variants. *Plant Pathology* 58:443-449.
- Jean-Claude, P., and S. D. Van Gundy. 1981. Effect of soil texture and the clay component on migration of *Meloidogyne incognita* second-stage juveniles. *Journal of Nematology* 13(2):213-217.
- Jones, M. G. K. 1981. The development and function of plant cell modified by endoparasitic nematodes. Pp. 225-279. In: B. M. Zukerman., W. F. Mai, and R. A. Rohde (eds.). *Plant parasitic nematodes*, Vol. III. New York, Academic Press.
- Karssen, G., and T. Van Hoerselaar. 1998. Revision of the genus *Meloidogyne* Goeldi, 1982 (Nematoda: *Heteroderidae*) in Europe. *Nematologica* 44:713-788.
- Kim, S. G., and Y. H. Kim. 2009. Histological and cytological changes associated with susceptible and resistant responses of chili pepper root and stem to *Phytophthora capsici* infection. *The Plant Pathology Journal* 25:113-120.
- Kokalis-Burelle, Nancy & Bausher, M.G. & Roskopf, Erin. (2009). Greenhouse evaluation of *Capsicum* rootstocks for management of *Meloidogyne Incognita* on grafted bell pepper. *Nematropica*. 39.

- Lamour K. 2009. *Phytophthora capsici*: Sex, selection and the wealth of variation. In: Lamour K and Kamoun S (eds.). Oomycete Genetics and Genomics: Diversity, interactions and Research Tools. Wiley-Blackwell. USA. pp:165-178.
- Lamour, Kurt & Stam, Remco & Jupe, Julietta & Huitema, Edgar. (2011). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*. Molecular plant pathology. 13. 329-37. 10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x.
- Latournerie ML, Chávez L, Pérez M, Castañón G, Rodríguez SA, Arias LM, Ramírez P (2002) Valoración in situ de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annuum* L. y *Capsicum chinense* Jacq.) en Yaxcabá, Yucatán, México. Rev. Fitotecnia Méx. 25: 25-33.
- Leonian, L. H. 1922. Stem and fruit blight of pepper caused by *Phytophthora capsici* sp. nov. Phytopathology 12:401-408.
- Li, Z., Long, W., Zheng, J., and Lei, J. 2007. Isolation and Identification of *Phytophthora capsici* in Guangdong Province and measurement of their pathogenicity and physiological race differentiation. Frontiers of Agriculture in China 1:377-381.
- Lightfoot y Iqbal. 2013. Genetics, genomics and breeding of Proc Natl Acad Sci USA 111:5135–5140.
- López-Martínez, N., M. T. Colinas-León, C. B. PeñaValdivia, Y. Salinas-Moreno, P. Fuentes-Montiel, M. Biesaga, and E. Zavaleta-Mejía. 2011. Alterations in peroxidase activity and phenylpropanoid metabolism induced by *Nacobbus aberrans* Thorne and Allen, 1944 in chilli (*Capsicum annuum* L.) CM334 resistant to *Phytophthora capsici* Leo. Plant Soil 338:399-409.
- Magunacelaya, J., y E. Dagnino. 1999. Nematología Agrícola en Chile. Universidad de Chile, Serie Ciencias Agronómicas N°2, Santiago, Chile. 282 p.
- Marbán-Mendoza, N., M. Dicklow-Bess, M, B. Zuckerman. 1992. Evaluation control of *Meloidogyne incognita* and *Nacobbus aberrans* on tomato by two leguminous plants. Revue Nematol. 12: 409-412.

- Moens, M., Perry R. N., and Starr, J. L. 2009. *Meloidogyne species* a diverse group of novel and important plant parasites. In: Perry, R. N., Moens, M., y Starr, J. L. (Eds.). Root-Knot nematodes. CAB International, Wallingford, UK, pp: 1-17.
- Moon, H. S, Z. Khan, S. G. Kim, S. Son, and Y. H. Kim. 2010. Biological and structural mechanisms of disease development and resistance in chili pepper infected with the root-knot nematode. *Plant Pathology Journal* 26:149-153.
- Moreno-Pérez, E. C.; Avendaño-Arrazate, C. H.; Mora-Aguilar, R.; Cadena-Iñiguez, J.; Aguilar-Rincón, V. H.; Aguirre-Medina, J. F. 2011. Diversidad morfológica en colectas de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) del centro-norte de México. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 17: 23-30. doi:10.5154/r.rchsh.2011.17.004
- Moscone EA, Scaldaferro MA, Grabielle M, Cecchini NM, Sanchez-Garcia Y, Jarret R, Daviña JR, Ducasse DA, Barboza GE, Ehrendorfer F (2007) The evolution of chilli peppers (*Capsicum Solanaceae*): a cytogenetic perspective. *Acta Horticulturae* 745: 137-169.
- Moses, Marissa & Umaharan, Path & Dayanandan, Selvadurai. (2016). Moses.2013.
- MUNDARAIN, S.; COA, M.; CAÑIZARES, A. 2005. Fenología del crecimiento y desarrollo de plántulas de aji dulce (*Capsicum frutescens* L.). *Revista UDO Agrícola* 5(1): 62-67.
- Norton, D. C., Hoffman, J. K. 1974. Distribution of selected plant parasitic nematodes relative to vegetation and edaphic factors. *J. Nematol.* (6) 2, 81-6.
- Nuez, F. Gil, R y Costa, J. 2003. El cultivo de los pimientos, chiles y ajíes. Ediciones Mundiprensa. España. 607p.
- OGUNDIWIN, E. A., BERKE, T. F., MASSOUDI, M., BLACK, L. L., HUESTIS, G., CHOI, D., PRINCE, J. P. (2005). Construction of 2 intraspecific linkage maps and identification of resistance QTLs for Phytophthora capsici root-rot and foliar-blight diseases of pepper (*Capsicum annum* L.). *Genome*, 48(4), 698-711.

- Orion, D, and D. Zutra. 1971. The effect of the root-knot nematode on the penetration of crown gall bacteria into almond roots. *Israel Jour. Agr. Res.* 21:27-29.
- Ortiz, R.; DELGADO-DE LA FLOR, F.; ALVARADO, G.; CROSSA, J. 2010. Classifying vegetable genetic resource - A case study with domesticated *Capsicum* spp. *Scientia Horticulturae* 126:186-191. doi. 10.1016/j.scienta.2010.07.007
- Park, J.; Park, B.; Blair, J. E.; Geiser, D.M.; Isard, S.; Mansfield, M.A.; Nikolaeva, E.; Park, S.Y.; Russo, J.; Kim, S.H.; Greene, M.; Ivors, K.L.; Balci, Y.; Peiman, M.; Coffey, M.D.; Jung, K.; Lee, Y.H.; Rossman, A.; Farr, D.; Cline, E.; Grünwald, N.J.; Luster, D.G.; Schrandt, S.; Martin, F.; Makalowska, I. & Kang, S. 2008. *Phytophthora* Database: A forensic database supporting the identification and monitoring of *Phytophthora*. *Plant Disease* 92:966-972.
- Paul, E. A., and Clark, F. E. 1996. Components of the soil biota. Pp. 69-107 In *Soil Microbiology and Biochemistry*. 2da ed. Academia Press, San Diego, CA.
- Pavon, C. & Babadoost, M. 2006. Determining density of *Phytophthora capsici* oospores in soil. Department of Crop Sciences, University of Illinois, 1102 S.
- Pavon, Carlos & Babadoost, M. (2019). determining density of *phytophthora capsici* oospores in soil.
- Peacock, F. C. 1957. Studies on root knot nematodes of the genus *Meloidogyne* in the Gold Coast. Part II. The effect of soil moisture content on survival of the organism. *Nematologica* 2:114-122.
- Pegard, A., Brizzard, G., Fazari, A., Soucaze, O., Abad, P., and Djian-Caporalino, C. 2005. Histological characterization of resistance to different root-knot nematode species related to phenolics accumulation in *Capsicum annuum*. *Phytopathology* 95: 158-165.
- Peregrín, E.F., Verdejo, L.S., Talavera, M. 2016. Combined use of plant extracts and arbuscular mycorrhizal fungi to reduce root-knot nematode damage in tomato. *Biological Agriculture & Horticulture*. 32(1):1-10.
- Perry, R.; Moens, M. y Starr, J. (2009). *Root knot nematodes*. London: CAB International.

- Phytophthora Database. Disponible en: <http://www.phytophthoradb.org>.
- Pickersgill B (1971) Relationships between weedy and cultivated forms in some species of chili peppers (*Capsicum*). *Evolution* 25: 683-691.
- Porter, D. M., and N. T. Powell. 1967. Influence of certain *Meloidogyne* species in
- Powell, N. T. 1971. Interaction of plant parasitic nematodes with other disease-causing agents. Vol. II. Pp. 119-136. In: B. M. Zuckerman., W. F. Mai, and R. A. Rohde (eds.). *Plant parasitic nematodes*. Academic Press, New York.
- Powell, N.T., and C. K. Batten. 1969. Complexes in tobacco involving *Meloidogyne incognita*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *nicotianae* and *Alternaria tenuis*. *Phytopathology* 59:1044.
- Ramírez, V.J. y Romero, C.S. 1980. Supervivencia de *Phytophthora capsici* Leo., agente causal de la marchitez del chile. *Agrociencia* 39:9-18.
- Ramírez-Arredondo, J.A., Cid del Prado Vera, I., Teliz Ortiz, D. y Zavaleta Mejia, E. 1995. Progreso epidémico del desarrollo y reproducción de *Meloidogyne javanica* (Treb) Chitwood en vid basado en grados días. *Agric. Téc. Méx.* 21(2):117-126.
- Redondo, J. E. 1979. Búsqueda de genotipos de chile resistente al hongo *Phytophthora capsici*. *Leonian. Proceedings American Society for Horticultural Science, Región Tropical y del Caribe. México.* 23:220-224.
- Redondo, J.E. 1989. Mecanismos de infección y patología de las plantas de chile susceptibles y resistentes al hongo *Phytophthora capsici*. *Agrociencia* 77:123-137.
- Rehring, W. Z., Ashrafi, H., Hill, T., Prince, J., and Van Deynze. A. 2014. CaDMR1 cosegregates with QTL pc5.1 for resistance to *Phytophthora capsici* in Pepper (*Capsicum annuum*). *research progress and management challenges*. En: *Plant disease*. 2004, vol. 88,
- Ristaino, J.B. & Johnston, S.A. 1999. Ecologically based approaches to management of *Phytophthora blight* on bell pepper. *Plant Disease* 83:1080-1089.

- Ristaino, J.B., Madritch, M., Trout, C.L. & Parra, G. 1998. PCR amplification of ribosomal ADN for species identification in the plant pathogen genus *Phytophthora*. *Applied Environmental Microbiology* 64:948-954.
- Rodrigues, N. I., Maluf, W.R., Golcalves, L.D., Ventura, F. M., Tadeu, V. J., Nogueira W. D. 2010. Capacidade combinatória de linhagens de pimentão a partir de análise dialéctica multivariada. *Acta Scientiarum.Agronomy*. 32(2): 235-240.
- Rodríguez MG, Rosales LC, Enrique R, Gómez L, González E, Peteira B, et al. Los nematodos entomopatógenos y su uso como agentes de control biológico para el manejo de plagas agrarias. 2011. ISBN: 978-959- 125-39-6 (Cuba). 95pp.
- Rodríguez-Burruezo, Adrián & del Carmen González-Mas, Maria & Nuez, Fernando. (2010). Carotenoid Composition and Vitamin A Value in Aji (*Capsicum baccatum* L.) and Rocoto (*C-pubescens* R. & P.), 2 Pepper Species from the Andean Region. *Journal of food science*. 75. S446-53. 10.1111/j.1750-3841.2010.01795.x.
- Root-knot nematodes (*Meloidogyne species*) systematics, biology and control, Academic Press, New York.
- Russo, V.M. (2012). Peppers: Botany, production and uses.
- Sabater-Jara, A. B., L. Almagro, S. Belchí-Navarro, M. A. Ferrer, A. R. Barceló, and M. A. Pedreño. 2010. Induction of sesquiterpenes, phytoosterols and extracellular pathogenesis-related proteins in elicited cell cultures of *Capsicum annuum*. *Journal of Plant Physiology* 167:1273-1281.
- Saigusa, T. 1957. On the egg development and its morphological observations of the root-knot nematode, *Meloidogyne spp.* *Jpn. J. Appl. Entomol. Zool.* 1:238-243.
- Sañudo B, Betancourth C, Salazar C. 2003. Principios de nematología agrícola. Pasto, Colombia: Universidad de Nariño
- Sasser, J. N. 1977. Worldwide dissemination and importance of the root-knot nematodes (*Meloidogyne spp.*) *Journal of Nematology* 9:26-29.
- Sasser, J. N. 1979. Pathogenicity, host ranges and variability in *Meloidogyne species*. Pp. 257-268. In Lamberti, F., and C. Taylor (eds). *Root-knot*

- nematodes (*Meloidogyne species*) Systematics, Biology and Control. Academic Press. New York. U.S.A.
- Sasser, J. N., C. C. Carter, and A. L. Taylor. 1982. A guide to the development of a plant nematology program. Plant Pathology and Genetics, North Carolina State University and the United States Agency for International Development, Raleigh, NC, U.S.A.
- Sasser, J. N., G. B. Lucas, and H. R. Power. 1955. The relationships of root-knot nematodes to black-shank resistance in tobacco. *Phytopathology* 45:459-461.
- Sharma, A.; Haseeb, A.; and Abusar, S. Shurtleff, MC; Averre III, CW. 2000. Diagnosing plant diseases caused by nematodes. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, USA. p. 187.
- SIAP, 2018. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. <http://www.siap.gob.mx/>
- Silvar, C., García, G. C.A. 2016. Deciphering Genetic Diversity in the Origins of Pepper (*Capsicum spp.*) and Comparison with Worldwide Variability. *Agronomy Journal* 56(6): 3100-3111.
- Silva-Rojas HV, Fernández-Pavía SP, Góngora-Canul C, Macías-López BC y Ávila-Quezada, G.D. 2009. Distribución espacio temporal de la marchitez del chile (*Capsicum annum L.*) en Chihuahua e identificación del agente causal *Phytophthora capsici* Leo. *Revista Mexicana de Fitopatología* 27:134-147.
- Sosa- Moss, C. 1985. Report on the status of Meloidogyne research in Mexico, Central America and the Caribbean Countries (Region 1). Pp. 327-346. In: N.J. Sasser, and C.C. Carter (eds.). An advanced treatise on Meloidogyne Vol. 1. Biology and control. North Carolina State University Graphics, Raleigh, N.C, U.S.A.
- Sosa-Moss, C. 1990. Claves para géneros de nematodos fitoparásitos del suborden tylenchina. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.
- Starr, J. L., C. M. Heald., A. F. Robinson., R. G. Smith, and J. P. Krausz. 1993.
- Sy, O., P. W. Bosland, and R. Steiner. 2005. Inheritance of phytophthora stem blight resistance as compared to *phytophthora* root rot and *phytophthora*

- foliar blight resistance in *Capsicum annum* L. Journal of the American Society of Horticultural Sciences 130:75-78.
- Taylor A, Sasser J. 1983. Identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (especies de *Meloidogyne*). Proyecto internacional de *Meloidogyne* (MIP). Raleigh, EE. UU.: Universidad del Estado de Carolina del Norte.
- Taylor, A. L., and J. N. Sasser. 1978. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne species*). North Carolina State University Graphics, Raleigh, N.C, U.S.A.111 pp.
- Taylor, A. L., J. N. Sasser, and L. A. Nelson. 1982. Relationship of climate and soil characteristics to geographical distribution of *Meloidogyne species* in agricultural soils. North Carolina State University Graphics, Raleigh, N.C, U.S.A. 65 pp.
- Taylor, A.L. 1987. Identification and estimation of Root-knot nematodes species in mixed populations. Florida Department of Agriculture and Consumers Services, Doyle Conner, Commissioner, Bulletin 12. Division of Plant Industry, Gainesville, Fl. U. S. A. 73 p.
- Thies JA, Davis RF, Mueller JD, Fery RL, Langston DB, Miller G. 2005. Resistencia al huésped y metam sódico para el manejo de nematodos de los nudos de la raíz en una rotación de pimiento y pepino. HortScience.40: 280–282.
- Thies JA, Fery RL. 2002. Estabilidad al calor de la resistencia al nematodo del nudo de la raíz del sur en genotipos de pimiento, homocigotos y heterocigotos para el gen *N*. Revista de la Sociedad Americana de Ciencia Hortícola.127: 371–375.
- Tian, D. & Babadoost, M. 2005. Host range of *Phytophthora capsici* from pumpkin and pathogenicity of isolates. Plant Disease 88:485-489.
- Trujillo-Viramontes, F., E. Zavaleta-Mejía, R. I. RojasMartínez, y J. Lara. 2005. Tiempo de inoculación y nivel de inóculo, factores determinantes para el rompimiento de resistencia a *Phytophthora capsici*, inducido por *Nacobbus aberrans* en Chile (*Capsicum annum*). Nematropica 35:37-44.

- Vallejo, C.F.A. y S.E.I. Estrada. 2004. Producción de hortalizas de clima cálido. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia.
- Van Gundy, S. A., A. F. Bird, and H. R. Wallace. 1967. Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. *Phytopathology* 57:559–571.
- Van Gundy, S. D. 1985. Ecology of *Meloidogyne spp.* emphasis on environmental factors affecting survival and pathogenicity. Pp. 177-182. In: J. N. Sasser and C. C. Carter (eds.). An advanced treatise on *Meloidogyne* Vol. 1. Biology and control. North Carolina State University Graphics, Raleigh, N.C, U.S.A.
- Van Gundy, S. D., and L. H. Stolzy. 1961. Influence of soil oxygen concentrations of the development of *Meloidogyne javanica*. *Science* 134:665-666.
- Van Gundy, S. D., and L. H. Stolzy. 1963. Oxygen diffusion rates and nematode movement in cellulose sponges. *Nature* 200:1187-1189.
- Van Gundy, S. D., A. F. Bird, and H. R. Wallace. 1967. Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. *Phytopathology* 57:559- 571.
- Velásquez-Valle, R. 2001. Nematodos agalladores afectando hortalizas y otros cultivos en el norte centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:107-109.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L.R. y Mena, C.J. 2012. Incidencia y sintomatología de cinco virus en parcelas comerciales de chile seco en Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:381-390.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R. y Reveles-Hernández, M. 2013. Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico. Núm. 50. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC-INIFAP 57 páginas.
- Veloso, J., Prego, C., Varela, M.M., Carballeira, R., Bernal, A., Merino, F., Díaz, J. 2013. Properties of capsaicinoids for the control of fungi and oomycetes pathogenic to pepper. *Plant Biology*. 16(1): 177-185.

- Villar-Luna, Hernan & Reyes-Trejo, Benito & Gómez-Rodríguez, Olga & Villar-Luna, Edgar & Zavaleta-Mejía, Emma. (2015). Expression of defense genes and accumulation of capsidiol in the compatible interaction CM334/*Nacobbus aberrans* and incompatible CM334/*Meloidogyne incognita*. *Nematropica*. 45. 9-19.
- Wallace, H. R. 1966. The influence of moisture stress on the development, hatch and survival of eggs of *Meloidogyne javanica*. *Nematologia* 12:57-69.
- Wallace, H. R. 1968. The influence of aeration on survival and hatch of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* 14:223-230.
- Wallace, H. R. 1969. The influence of nematode numbers and of soil particle size, nutrients and temperature on the reproduction of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* 15:55-64.
- Wallace, H. R. 1971. Abiotic influences in the soil environment. Pp. 257-280. In: B. M. Zuckerman., W. F. Mai, and R. A. Rohde (eds.). *Plant parasitic nematodes*, Vol. 1, Academic Press, New York.
- Zaki, A; Siddiqui, ZA; Iqbal, A; Mahmood, I. 2001. Effects of *Pseudomonas fluorescens* and fertilizers on the reproduction of *Meloidogyne incognita* and growth of tomato. *Applied Soil Ecology* 16:179-185.
- Zavaleta-Mejía, E. 2002. Rompimiento de resistencia a hongos fitopatógenos por nematodos fitoparásitos, una hipótesis. *Revista Mexicana de Fitopatología* 20:118-122.
- Zavaleta-Mejía, E. 2009. Rompimiento de resistencia a hongos fitopatógenos por nematodos fitoparásitos, una hipótesis. *Revista Mexicana de Fitopatología* 20: 118-122.
- Zavaleta-Mejía, E., D. Godínez-Vidal, N. López-Martínez, and E. Villar-Luna. 2009. Changes induced by *Nacobbus aberrans* which could be related to *Phytophthora capsici* breaking of resistance in chilli. II International Congress of Tropical Nematology/XV Annual Meeting Organization of Nematologists of Tropical America. October 4-8. Maceió Alagoas State, Brazil. Resumen S31-1.

Zinoveva SV, Vasyukova NI, Ozeretskoykaya OL. Biochemical Aspects of Plant Interactions with Phytoparasitic Nematodes: A Review. Applied Biochemistry and Microbiology. 2004;(40):111-119.

Zuckerman, B. M.; Dicklow, M. B., y Marban-Mendoza, N. 1994. "Nematocidal *Bacillus thuringiensis* biopesticides". PCT WO 93/19604, 1993.

ANEXO A

Peso fresco y seco por planta de los progenitores y las RIL's

RIL	Tratamiento	PF x Plt (gr)	PS x Plt (gr)
Maor	Control	5.88	0.76
Maor	Mi	3.26	0.52
Maor	Pc	0.76	0.31
Maor	Mi+Pc	0.72	0.24
CM-334	Control	4.11	0.58
CM-334	Mi	2.84	0.5
CM-334	Pc	2.7	0.32
CM-334	Mi+Pc	1.19	0.25
RIL-1	Control	5.3	1.1
RIL-1	Mi	2	0.3
RIL-1	Pc	3.4	0.8
RIL-1	Mi+Pc	1.1	0.4
RIL-2	Control	4.9	1.2
RIL-2	Mi	2.3	0.4
RIL-2	Pc	1.8	0.6
RIL-2	Mi+Pc	1.4	0.6
RIL-3	Control	5.2	1.1
RIL-3	Mi	1.2	0.5
RIL-3	Pc	0.9	0.6
RIL-3	Mi+Pc	1	0.2
RIL-4	Control	4	0.6
RIL-4	Mi	0.5	0.2
RIL-4	Pc	0.6	0.2
RIL-4	Mi+Pc	0.3	0.2
RIL-5	Control	1.1	0.3
RIL-5	Mi	0.6	0.1
RIL-5	Pc	0.2	0.1
RIL-5	Mi+Pc	0.3	0.1
RIL-6	Control	5.7	0.8
RIL-6	Mi	4.7	0.1
RIL-6	Pc	2.8	0.5
RIL-6	Mi+Pc	1.8	0.3
RIL-7	Control	5.7	0.8
RIL-7	Mi	1.3	0.2
RIL-7	Pc	0.6	0.1
RIL-7	Mi+Pc	2.2	0.4
RIL-8	Control	9.4	1.2
RIL-8	Mi	4.7	0.7
RIL-8	Pc	4.2	0.6
RIL-8	Mi+Pc	0.7	0.3
RIL-9	Control	3.8	0.5
RIL-9	Mi	3.4	0.5
RIL-9	Pc	2.3	0.4
RIL-9	Mi+Pc	2	0.3
RIL-10	Control	5.7	0.7

RIL-10	Mi	5.1	0.5
RIL-10	Pc	5.2	0.8
RIL-10	Mi+Pc	2.3	0.5
RIL-11	Control	10.6	1.2
RIL-11	Mi	4.2	0.5
RIL-11	Pc	4.7	0.6
RIL-11	Mi+Pc	2	0.1
RIL-12	Control	10.6	1.3
RIL-12	Mi	3	0.5
RIL-12	Pc	7.3	1
RIL-12	Mi+Pc	5.3	0.9
RIL-13	Control	9.2	1.2
RIL-13	Mi	5.5	0.8
RIL-13	Pc	4.3	0.2
RIL-13	Mi+Pc	2.5	0.5
RIL-14	Control	4.3	0.6
RIL-14	Mi	4	0.6
RIL-14	Pc	3.7	0.3
RIL-14	Mi+Pc	0.6	0.2
RIL-15	Control	6.5	0.8
RIL-15	Mi	2	0.3
RIL-15	Pc	7.9	1.2
RIL-15	Mi+Pc	1.8	0.3
RIL-16	Control	3	0.2
RIL-16	Mi	1.1	0.3
RIL-16	Pc	3.7	0.5
RIL-16	Mi+Pc	1.8	0.4
RIL-17	Control	3.6	0.4
RIL-17	Mi	3.1	0.3
RIL-17	Pc	2.7	0.3
RIL-17	Mi+Pc	1.2	0.2
RIL-18	Control	3	0.5
RIL-18	Mi	3.5	0.5
RIL-18	Pc	1.7	0.3
RIL-18	Mi+Pc	1.2	0.4
RIL-19	Control	2.5	0.3
RIL-19	Mi	1.6	0.2
RIL-19	Pc	2.2	0.3
RIL-19	Mi+Pc	2.5	0.4
RIL-20	Control	3.9	0.4
RIL-20	Mi	2.2	0.2
RIL-20	Pc	2.6	0.3
RIL-20	Mi+Pc	1.1	0.3
RIL-21	Control	4.8	0.7
RIL-21	Mi	2.7	0.3
RIL-21	Pc	3.1	0.4
RIL-21	Mi+Pc	2.3	0.3
RIL-22	Control	0.7	0.2
RIL-22	Mi	1	0.2
RIL-22	Pc	0.4	0.2
RIL-22	Mi+Pc	0.6	0.1
RIL-23	Control	0.9	0.3
RIL-23	Mi	0.8	0.5
RIL-23	Pc	2	0.3
RIL-23	Mi+Pc	1.3	0.4
RIL-24	Control	3.5	0.8
RIL-24	Mi	2	0.5
RIL-24	Pc	2.5	0.5
RIL-24	Mi+Pc	1.2	0.4
RIL-25	Control	2.2	0.4
RIL-25	Mi	1.1	0.2
RIL-25	Pc	2.9	0.4
RIL-25	Mi+Pc	1.7	0.3

RIL-26	Control	4.8	0.6
RIL-26	Mi	1.9	0.3
RIL-26	Pc	2.9	0.4
RIL-26	Mi+Pc	0.9	0.3
RIL-27	Control	2.1	0.4
RIL-27	Mi	3.5	0.5
RIL-27	Pc	2.8	0.4
RIL-27	Mi+Pc	1.6	0.4
RIL-28	Control	3.9	0.7
RIL-28	Mi	1.8	0.3
RIL-28	Pc	1.8	0.3
RIL-28	Mi+Pc	2.1	0.3
RIL-29	Control	3.4	0.6
RIL-29	Mi	3.2	0.5
RIL-29	Pc	4.9	0.7
RIL-29	Mi+Pc	0.7	0.2
RIL-30	Control	9.7	1.3
RIL-30	Mi	3.3	0.5
RIL-30	Pc	4.4	0.7
RIL-30	Mi+Pc	1.7	0.5
RIL-31	Control	6.5	0.8
RIL-31	Mi	2.2	0.3
RIL-31	Pc	1.9	0.3
RIL-31	Mi+Pc	2.5	0.5
RIL-32	Control	2.6	0.4
RIL-32	Mi	2.2	0.4
RIL-32	Pc	2.1	0.5
RIL-32	Mi+Pc	0.6	0.3
RIL-33	Control	2.4	0.5
RIL-33	Mi	1.7	0.4
RIL-33	Pc	2.4	0.4
RIL-33	Mi+Pc	1.1	0.3
RIL-34	Control	5.2	0.8
RIL-34	Mi	1.4	0.3
RIL-34	Pc	1.5	0.3
RIL-34	Mi+Pc	1.8	0.4
RIL-35	Control	3.2	0.6
RIL-35	Mi	2	0.5
RIL-35	Pc	2.1	0.5
RIL-35	Mi+Pc	1.1	0.4
RIL-36	Control	5.4	1.1
RIL-36	Mi	3.9	0.7
RIL-36	Pc	4.2	0.8
RIL-36	Mi+Pc	3.7	0.6
RIL-37	Control	6.8	1.1
RIL-37	Mi	2.3	0.4
RIL-37	Pc	2.3	0.6
RIL-37	Mi+Pc	3.1	0.7
RIL-38	Control	4	0.8
RIL-38	Mi	4.6	0.7
RIL-38	Pc	3.2	0.6
RIL-38	Mi+Pc	2.7	0.6
RIL-39	Control	3.8	0.7
RIL-39	Mi	3.7	0.6
RIL-39	Pc	2.5	0.5
RIL-39	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-40	Control	2.6	0.3
RIL-40	Mi	1.3	0.2
RIL-40	Pc	1.2	0.3
RIL-40	Mi+Pc	2.2	0.4
RIL-41	Control	6.8	0.9
RIL-41	Mi	3.4	0.6
RIL-41	Pc	1.3	0.4

RIL-41	Mi+Pc	1	0.6
RIL-42	Control	3.9	0.7
RIL-42	Mi	3.3	0.5
RIL-42	Pc	0.7	0.3
RIL-42	Mi+Pc	0.9	0.4
RIL-43	Control	4.1	0.5
RIL-43	Mi	2.5	0.3
RIL-43	Pc	4.3	0.7
RIL-43	Mi+Pc	0.7	0.4
RIL-44	Control	5.1	0.7
RIL-44	Mi	2.2	0.4
RIL-44	Pc	4.8	0.7
RIL-44	Mi+Pc	2	0.4
RIL-45	Control	6.3	0.8
RIL-45	Mi	2	0.4
RIL-45	Pc	3.2	0.5
RIL-45	Mi+Pc	1.7	0.3
RIL-46	Control	2.9	0.5
RIL-46	Mi	1.6	0.3
RIL-46	Pc	2.1	0.4
RIL-46	Mi+Pc	0.6	0.2
RIL-47	Control	5.1	0.8
RIL-47	Mi	3.3	0.5
RIL-47	Pc	2.9	0.6
RIL-47	Mi+Pc	3.9	0.7
RIL-48	Control	5.8	0.8
RIL-48	Mi	4.2	0.5
RIL-48	Pc	5.2	0.7
RIL-48	Mi+Pc	2.2	0.4
RIL-49	Control	4.8	0.7
RIL-49	Mi	1.7	0.3
RIL-49	Pc	2.5	0.5
RIL-49	Mi+Pc	0.9	0.3
RIL-50	Control	4	0.8
RIL-50	Mi	2.5	0.5
RIL-50	Pc	1.3	0.4
RIL-50	Mi+Pc	3	0.6
RIL-51	Control	2.6	0.6
RIL-51	Mi	3.7	0.5
RIL-51	Pc	2.7	0.6
RIL-51	Mi+Pc	3.3	0.5
RIL-52	Control	2.6	0.4
RIL-52	Mi	1.9	0.3
RIL-52	Pc	3.3	0.6
RIL-52	Mi+Pc	2.1	0.4
RIL-53	Control	4.9	0.9
RIL-53	Mi	2.8	0.5
RIL-53	Pc	4.1	0.7
RIL-53	Mi+Pc	4.2	0.7
RIL-54	Control	5.5	0.8
RIL-54	Mi	4.2	0.6
RIL-54	Pc	4.1	0.7
RIL-54	Mi+Pc	2.9	0.5
RIL-56	Control	4.1	0.8
RIL-56	Mi	3.3	0.4
RIL-56	Pc	4	0.8
RIL-56	Mi+Pc	3.5	0.5
RIL-57	Control	4.5	0.6
RIL-57	Mi	3.6	0.6
RIL-57	Pc	1.3	0.4
RIL-57	Mi+Pc	2.5	0.5
RIL-58	Control	4.7	0.8
RIL-58	Mi	3.9	0.6

RIL-58	Pc	3.7	0.6
RIL-58	Mi+Pc	2.7	0.5
RIL-59	Control	4.7	0.8
RIL-59	Mi	2.6	0.4
RIL-59	Pc	4.6	0.7
RIL-59	Mi+Pc	1	0.3
RIL-60	Control	1.8	0.4
RIL-60	Mi	3.2	0.5
RIL-60	Pc	1.2	0.3
RIL-60	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-61	Control	1.8	0.4
RIL-61	Mi	3.3	0.4
RIL-61	Pc	0.7	0.2
RIL-61	Mi+Pc	1.1	0.2
RIL-62	Control	3.9	0.4
RIL-62	Mi	2.3	0.3
RIL-62	Pc	2.8	0.3
RIL-62	Mi+Pc	1.1	0.2
RIL-63	Control	4.2	0.8
RIL-63	Mi	2.6	0.5
RIL-63	Pc	0.5	0.2
RIL-63	Mi+Pc	1	0.3
RIL-64	Control	3.5	0.5
RIL-64	Mi	3.4	0.4
RIL-64	Pc	3.6	0.5
RIL-64	Mi+Pc	2.6	0.4
RIL-65	Control	2.1	0.3
RIL-65	Mi	2.7	0.4
RIL-65	Pc	2.8	0.5
RIL-65	Mi+Pc	1.6	0.4
RIL-66	Control	4.2	0.6
RIL-66	Mi	4.4	0.6
RIL-66	Pc	3.2	0.5
RIL-66	Mi+Pc	3	0.5
RIL-67	Control	3.6	0.4
RIL-67	Mi	4.3	0.6
RIL-67	Pc	4.5	0.6
RIL-67	Mi+Pc	3.8	0.6
RIL-68	Control	7.3	0.9
RIL-68	Mi	3.8	0.6
RIL-68	Pc	5.3	0.8
RIL-68	Mi+Pc	2.9	0.6
RIL-69	Control	4.6	0.7
RIL-69	Mi	3.9	0.6
RIL-69	Pc	4.4	0.6
RIL-69	Mi+Pc	3.4	0.6
RIL-70	Control	4.6	0.7
RIL-70	Mi	3.2	0.4
RIL-70	Pc	2	0.4
RIL-70	Mi+Pc	3.9	0.5
RIL-71	Control	5.7	0.7
RIL-71	Mi	3.3	0.6
RIL-71	Pc	0.9	0.3
RIL-71	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-72	Control	5.2	0.6
RIL-72	Mi	3.8	0.5
RIL-72	Pc	2.4	0.4
RIL-72	Mi+Pc	3.9	0.7
RIL-73	Control	8.1	1
RIL-73	Mi	4	0.5
RIL-73	Pc	2.5	0.4
RIL-73	Mi+Pc	3.4	0.5
RIL-74	Control	2.8	0.4

RIL-74	Mi	3.5	0.6
RIL-74	Pc	0.5	0.2
RIL-74	Mi+Pc	2.3	0.5
RIL-75	Control	3.2	0.4
RIL-75	Mi	2.9	0.4
RIL-75	Pc	0.9	0.3
RIL-75	Mi+Pc	1.8	0.4
RIL-76	Control	3.5	0.4
RIL-76	Mi	3.2	0.4
RIL-76	Pc	3.5	0.5
RIL-76	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-77	Control	3.8	0.4
RIL-77	Mi	2.6	0.4
RIL-77	Pc	0.8	0.2
RIL-77	Mi+Pc	2.2	0.3
RIL-78	Control	6.2	0.7
RIL-78	Mi	3.2	0.6
RIL-78	Pc	2.8	0.5
RIL-78	Mi+Pc	1.7	0.4
RIL-79	Control	7.6	1
RIL-79	Mi	3.3	0.5
RIL-79	Pc	3.3	0.5
RIL-79	Mi+Pc	3.5	0.6
RIL-80	Control	2.8	0.4
RIL-80	Mi	3.7	0.5
RIL-80	Pc	2.8	0.4
RIL-80	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-81	Control	3	0.4
RIL-81	Mi	1.8	0.3
RIL-81	Pc	1.4	0.3
RIL-81	Mi+Pc	1.9	0.3
RIL-82	Control	3.2	0.4
RIL-82	Mi	3.2	0.4
RIL-82	Pc	3.5	0.5
RIL-82	Mi+Pc	1.6	0.4
RIL-83	Control	4.4	0.5
RIL-83	Mi	3.8	0.7
RIL-83	Pc	2.5	0.3
RIL-83	Mi+Pc	3.7	0.5
RIL-84	Control	3.5	0.5
RIL-84	Mi	4.1	0.5
RIL-84	Pc	1.2	0.3
RIL-84	Mi+Pc	1.6	0.3
RIL-85	Control	4.4	0.5
RIL-85	Mi	2.8	0.4
RIL-85	Pc	4.3	0.5
RIL-85	Mi+Pc	1.5	0.5
RIL-86	Control	2.4	0.4
RIL-86	Mi	4	0.6
RIL-86	Pc	3.1	0.5
RIL-86	Mi+Pc	2	0.4
RIL-87	Control	4.2	0.5
RIL-87	Mi	4.8	0.7
RIL-87	Pc	3.7	0.5
RIL-87	Mi+Pc	2.7	0.7
RIL-88	Control	3.9	0.6
RIL-88	Mi	4.4	0.7
RIL-88	Pc	2.7	0.4
RIL-88	Mi+Pc	3.7	0.6
RIL-89	Control	2.2	0.3
RIL-89	Mi	3	0.6
RIL-89	Pc	2.6	0.4
RIL-89	Mi+Pc	2	0.4

RIL-90	Control	4.1	0.5
RIL-90	Mi	4.2	0.6
RIL-90	Pc	2.7	0.4
RIL-90	Mi+Pc	2.6	0.4
RIL-91	Control	2.5	0.4
RIL-91	Mi	4.1	0.6
RIL-91	Pc	1.4	0.3
RIL-91	Mi+Pc	2.7	0.4
RIL-92	Control	4.2	0.5
RIL-92	Mi	4.8	0.7
RIL-92	Pc	3.5	0.5
RIL-92	Mi+Pc	3.3	0.7
RIL-94	Control	4.9	0.7
RIL-94	Mi	4	0.5
RIL-94	Pc	2.2	0.4
RIL-94	Mi+Pc	2.2	0.4
RIL-95	Control	5.3	0.8
RIL-95	Mi	4.9	0.7
RIL-95	Pc	3.7	0.6
RIL-95	Mi+Pc	4	0.6
RIL-96	Control	4.4	0.5
RIL-96	Mi	3	0.7
RIL-96	Pc	1.3	0.4
RIL-96	Mi+Pc	1.8	0.5
RIL-97	Control	5.4	0.6
RIL-97	Mi	2.2	0.5
RIL-97	Pc	1.7	0.4
RIL-97	Mi+Pc	1.8	0.4
RIL-98	Control	4.7	0.7
RIL-98	Mi	3	0.5
RIL-98	Pc	2.7	0.5
RIL-98	Mi+Pc	1.3	0.4
RIL-99	Control	3.6	0.4
RIL-99	Mi	3.6	0.4
RIL-99	Pc	2.9	0.5
RIL-99	Mi+Pc	1.8	0.3
RIL-100	Control	3.2	0.5
RIL-100	Mi	3.3	0.6
RIL-100	Pc	1.2	0.3
RIL-100	Mi+Pc	2	0.4
RIL-101	Control	3.3	0.5
RIL-101	Mi	3.3	0.5
RIL-101	Pc	2.8	0.4
RIL-101	Mi+Pc	3.1	0.5
RIL-102	Control	2.4	0.3
RIL-102	Mi	2.6	0.5
RIL-102	Pc	1.2	0.2
RIL-102	Mi+Pc	1.8	0.3
RIL-103	Control	2.6	0.3
RIL-103	Mi	2.1	0.4
RIL-103	Pc	3.5	0.4
RIL-103	Mi+Pc	1.2	0.3
RIL-104	Control	4.6	0.6
RIL-104	Mi	2.1	0.4
RIL-104	Pc	2.5	0.3
RIL-104	Mi+Pc	3.5	0.5
RIL-105	Control	3.5	0.4
RIL-105	Mi	4.1	0.6
RIL-105	Pc	3.6	0.4
RIL-105	Mi+Pc	3	0.6
RIL-106	Control	6.3	0.7
RIL-106	Mi	3.5	0.5
RIL-106	Pc	1.5	0.3

RIL-106	Mi+Pc	1.9	0.4
RIL-107	Control	5	0.6
RIL-107	Mi	4.6	0.6
RIL-107	Pc	1.9	0.3
RIL-107	Mi+Pc	1.6	0.5
RIL-108	Control	2.8	0.4
RIL-108	Mi	4.6	0.3
RIL-108	Pc	1.6	0.3
RIL-108	Mi+Pc	1.9	0.5
RIL-109	Control	1.6	0.2
RIL-109	Mi	4.4	0.7
RIL-109	Pc	2.8	0.4
RIL-109	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-110	Control	3.4	0.4
RIL-110	Mi	4.1	0.6
RIL-110	Pc	1.5	0.2
RIL-110	Mi+Pc	3	0.4
RIL-111	Control	3.4	0.4
RIL-111	Mi	4.1	0.5
RIL-111	Pc	1.6	0.4
RIL-111	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-112	Control	2.9	0.3
RIL-112	Mi	2.8	0.2
RIL-112	Pc	1	0.1
RIL-112	Mi+Pc	1.7	0.3
RIL-113	Control	4.9	0.6
RIL-113	Mi	4.6	0.6
RIL-113	Pc	2.9	0.4
RIL-113	Mi+Pc	3.5	0.4
RIL-114	Control	9.3	1.2
RIL-114	Mi	4.6	0.8
RIL-114	Pc	3.5	0.5
RIL-114	Mi+Pc	6.7	0.9
RIL-115	Control	4.4	1
RIL-115	Mi	5.4	1
RIL-115	Pc	3	0.4
RIL-115	Mi+Pc	2.1	0.4
RIL-116	Control	7.3	1.1
RIL-116	Mi	8	1
RIL-116	Pc	9.6	1.3
RIL-116	Mi+Pc	3.1	0.4

ANEXO B

Pérdida de verdor de los progenitores y las RIL's

RIL	Tratamiento	Media	Error Estándar
Maor	Control	0.3	0.4
Maor	Mi	2.6	0.4
Maor	Pc	4.0	0.4
Maor	Mi+Pc	4.0	0.4
CM-334	Control	0.0	0.4
CM-334	Mi	3.3	0.4
CM-334	Pc	0.0	0.4
CM-334	Mi+Pc	4.0	0.3
RIL-1	Control	0.8	0.5
RIL-1	Mi	2.2	0.5
RIL-1	Pc	0.8	0.5
RIL-1	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-2	Control	0.8	0.5
RIL-2	Mi	2.2	0.5
RIL-2	Pc	0.2	0.5
RIL-2	Mi+Pc	2.5	0.4
RIL-3	Control	0.8	0.5
RIL-3	Mi	0.4	0.5
RIL-3	Pc	1.0	0.5
RIL-3	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-4	Control	2.2	0.5
RIL-4	Mi	4.0	0.5
RIL-4	Pc	4.0	0.5
RIL-4	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-5	Control	4.0	0.5
RIL-5	Mi	4.0	0.5
RIL-5	Pc	4.0	0.5
RIL-5	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-6	Control	1.0	0.5
RIL-6	Mi	0.8	0.5
RIL-6	Pc	3.6	0.5
RIL-6	Mi+Pc	3.4	0.5
RIL-7	Control	1.0	0.5
RIL-7	Mi	3.6	0.5
RIL-7	Pc	4.0	0.5
RIL-7	Mi+Pc	3.3	0.5
RIL-8	Control	0.0	0.5
RIL-8	Mi	3.0	0.5
RIL-8	Pc	2.6	0.5
RIL-8	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-9	Control	2.8	0.5
RIL-9	Mi	3.6	0.5
RIL-9	Pc	3.6	0.5

RIL-9	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-10	Control	0.0	0.5
RIL-10	Mi	1.6	0.5
RIL-10	Pc	2.8	0.5
RIL-10	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-11	Control	0.0	0.5
RIL-11	Mi	1.4	0.5
RIL-11	Pc	1.0	0.5
RIL-11	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-12	Control	0.0	0.5
RIL-12	Mi	0.6	0.5
RIL-12	Pc	0.8	0.5
RIL-12	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-13	Control	0.0	0.5
RIL-13	Mi	1.0	0.5
RIL-13	Pc	2.0	0.5
RIL-13	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-14	Control	0.0	0.5
RIL-14	Mi	1.0	0.5
RIL-14	Pc	0.6	0.5
RIL-14	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-15	Control	0.0	0.5
RIL-15	Mi	2.8	0.5
RIL-15	Pc	0.2	0.5
RIL-15	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-16	Control	0.0	0.4
RIL-16	Mi	2.4	0.5
RIL-16	Pc	2.4	0.5
RIL-16	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-17	Control	0.0	0.5
RIL-17	Mi	1.0	0.5
RIL-17	Pc	1.0	0.5
RIL-17	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-18	Control	3.2	0.5
RIL-18	Mi	2.4	0.5
RIL-18	Pc	3.5	0.5
RIL-18	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-19	Control	0.4	0.5
RIL-19	Mi	2.6	0.5
RIL-19	Pc	2.2	0.5
RIL-19	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-20	Control	0.0	0.5
RIL-20	Mi	1.0	0.5
RIL-20	Pc	2.6	0.5
RIL-20	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-21	Control	0.0	0.5
RIL-21	Mi	2.4	0.5
RIL-21	Pc	1.8	0.5
RIL-21	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-22	Control	4.0	0.5
RIL-22	Mi	3.6	0.5
RIL-22	Pc	4.0	0.5
RIL-22	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-23	Control	3.4	0.5
RIL-23	Mi	3.4	0.5
RIL-23	Pc	4.0	0.5
RIL-23	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-24	Control	3.2	0.5
RIL-24	Mi	4.0	0.5

RIL-24	Pc	3.4	0.5
RIL-24	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-25	Control	2.8	0.5
RIL-25	Mi	2.8	0.5
RIL-25	Pc	1.4	0.5
RIL-25	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-26	Control	0.8	0.5
RIL-26	Mi	2.0	0.5
RIL-26	Pc	0.0	0.5
RIL-26	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-27	Control	2.4	0.5
RIL-27	Mi	0.0	0.5
RIL-27	Pc	1.6	0.5
RIL-27	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-28	Control	0.0	0.5
RIL-28	Mi	1.6	0.5
RIL-28	Pc	2.4	0.5
RIL-28	Mi+Pc	0.4	0.5
RIL-29	Control	0.0	0.5
RIL-29	Mi	2.3	0.4
RIL-29	Pc	2.8	0.5
RIL-29	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-30	Control	0.0	0.5
RIL-30	Mi	3.0	0.5
RIL-30	Pc	2.8	0.5
RIL-30	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-31	Control	0.0	0.5
RIL-31	Mi	1.6	0.5
RIL-31	Pc	3.2	0.5
RIL-31	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-32	Control	0.0	0.5
RIL-32	Mi	1.5	0.5
RIL-32	Pc	3.3	0.5
RIL-32	Mi+Pc	4.0	0.4
RIL-33	Control	2.6	0.5
RIL-33	Mi	3.4	0.5
RIL-33	Pc	1.8	0.5
RIL-33	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-34	Control	0.0	0.5
RIL-34	Mi	3.2	0.5
RIL-34	Pc	3.2	0.5
RIL-34	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-35	Control	0.0	0.5
RIL-35	Mi	3.4	0.5
RIL-35	Pc	3.6	0.5
RIL-35	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-36	Control	0.0	0.5
RIL-36	Mi	2.4	0.5
RIL-36	Pc	0.0	0.5
RIL-36	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-37	Control	0.0	0.5
RIL-37	Mi	3.5	0.5
RIL-37	Pc	3.5	0.4
RIL-37	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-38	Control	0.0	0.5
RIL-38	Mi	1.0	0.5
RIL-38	Pc	0.8	0.5
RIL-38	Mi+Pc	1.0	0.5
RIL-39	Control	0.0	0.5

RIL-39	Mi	1.0	0.5
RIL-39	Pc	1.8	0.5
RIL-39	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-40	Control	0.0	0.5
RIL-40	Mi	3.5	0.5
RIL-40	Pc	3.5	0.5
RIL-40	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-41	Control	0.0	0.5
RIL-41	Mi	2.2	0.5
RIL-41	Pc	3.6	0.5
RIL-41	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-42	Control	2.4	0.5
RIL-42	Mi	2.0	0.5
RIL-42	Pc	4.0	0.5
RIL-42	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-43	Control	0.0	0.5
RIL-43	Mi	1.4	0.5
RIL-43	Pc	1.6	0.5
RIL-43	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-44	Control	0.0	0.5
RIL-44	Mi	3.4	0.5
RIL-44	Pc	0.0	0.5
RIL-44	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-45	Control	1.0	0.5
RIL-45	Mi	2.8	0.5
RIL-45	Pc	2.4	0.5
RIL-45	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-46	Control	0.0	0.5
RIL-46	Mi	3.2	0.5
RIL-46	Pc	3.2	0.5
RIL-46	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-47	Control	0.0	0.5
RIL-47	Mi	2.4	0.5
RIL-47	Pc	2.8	0.5
RIL-47	Mi+Pc	1.6	0.5
RIL-48	Control	0.0	0.5
RIL-48	Mi	0.0	0.5
RIL-48	Pc	0.2	0.5
RIL-48	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-49	Control	1.4	0.5
RIL-49	Mi	1.8	0.5
RIL-49	Pc	3.4	0.5
RIL-49	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-50	Control	2.4	0.5
RIL-50	Mi	1.0	0.5
RIL-50	Pc	3.2	0.5
RIL-50	Mi+Pc	1.4	0.5
RIL-51	Control	2.8	0.5
RIL-51	Mi	0.0	0.5
RIL-51	Pc	3.0	0.5
RIL-51	Mi+Pc	1.0	0.5
RIL-52	Control	1.6	0.5
RIL-52	Mi	3.6	0.5
RIL-52	Pc	2.4	0.5
RIL-52	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-53	Control	1.2	0.5
RIL-53	Mi	1.6	0.5
RIL-53	Pc	2.6	0.5
RIL-53	Mi+Pc	2.0	0.5

RIL-54	Control	0.0	0.5
RIL-54	Mi	1.0	0.5
RIL-54	Pc	2.2	0.5
RIL-54	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-56	Control	0.0	0.5
RIL-56	Mi	0.8	0.5
RIL-56	Pc	1.6	0.5
RIL-56	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-57	Control	0.0	0.5
RIL-57	Mi	0.0	0.5
RIL-57	Pc	3.6	0.5
RIL-57	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-58	Control	0.8	0.5
RIL-58	Mi	1.0	0.5
RIL-58	Pc	2.5	0.5
RIL-58	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-59	Control	0.0	0.5
RIL-59	Mi	2.8	0.5
RIL-59	Pc	0.6	0.5
RIL-59	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-60	Control	3.2	0.5
RIL-60	Mi	1.0	0.5
RIL-60	Pc	2.8	0.5
RIL-60	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-61	Control	4.0	0.5
RIL-61	Mi	1.0	0.5
RIL-61	Pc	4.0	0.5
RIL-61	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-62	Control	0.0	0.5
RIL-62	Mi	2.8	0.5
RIL-62	Pc	2.0	0.5
RIL-62	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-63	Control	2.4	0.5
RIL-63	Mi	2.8	0.5
RIL-63	Pc	4.0	0.5
RIL-63	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-64	Control	1.4	0.5
RIL-64	Mi	2.0	0.5
RIL-64	Pc	1.2	0.5
RIL-64	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-65	Control	1.6	0.5
RIL-65	Mi	2.4	0.5
RIL-65	Pc	1.6	0.5
RIL-65	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-66	Control	2.2	0.5
RIL-66	Mi	2.0	0.5
RIL-66	Pc	3.2	0.5
RIL-66	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-67	Control	2.7	0.6
RIL-67	Mi	1.6	0.5
RIL-67	Pc	1.4	0.5
RIL-67	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-68	Control	0.0	0.5
RIL-68	Mi	0.8	0.5
RIL-68	Pc	0.8	0.5
RIL-68	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-69	Control	0.8	0.5
RIL-69	Mi	2.2	0.5
RIL-69	Pc	0.2	0.5

RIL-69	Mi+Pc	1.8	0.5
RIL-70	Control	1.6	0.5
RIL-70	Mi	2.4	0.5
RIL-70	Pc	2.8	0.5
RIL-70	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-71	Control	0.0	0.5
RIL-71	Mi	3.2	0.5
RIL-71	Pc	4.0	0.5
RIL-71	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-72	Control	0.0	0.5
RIL-72	Mi	1.0	0.5
RIL-72	Pc	3.0	0.5
RIL-72	Mi+Pc	0.8	0.5
RIL-73	Control	0.0	0.5
RIL-73	Mi	1.2	0.5
RIL-73	Pc	1.8	0.5
RIL-73	Mi+Pc	1.4	0.5
RIL-74	Control	1.6	0.5
RIL-74	Mi	0.8	0.5
RIL-74	Pc	4.0	0.5
RIL-74	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-75	Control	0.8	0.5
RIL-75	Mi	2.4	0.5
RIL-75	Pc	4.0	0.5
RIL-75	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-76	Control	0.0	0.5
RIL-76	Mi	1.0	0.5
RIL-76	Pc	2.2	0.5
RIL-76	Mi+Pc	0.8	0.5
RIL-77	Control	0.0	0.5
RIL-77	Mi	2.0	0.5
RIL-77	Pc	3.4	0.5
RIL-77	Mi+Pc	1.8	0.5
RIL-78	Control	0.0	0.5
RIL-78	Mi	2.6	0.5
RIL-78	Pc	3.0	0.5
RIL-78	Mi+Pc	3.3	0.5
RIL-79	Control	0.0	0.5
RIL-79	Mi	1.6	0.5
RIL-79	Pc	2.6	0.5
RIL-79	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-80	Control	0.8	0.5
RIL-80	Mi	2.8	0.5
RIL-80	Pc	1.8	0.5
RIL-80	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-81	Control	2.4	0.5
RIL-81	Mi	4.0	0.5
RIL-81	Pc	3.2	0.5
RIL-81	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-82	Control	0.0	0.5
RIL-82	Mi	2.4	0.5
RIL-82	Pc	2.8	0.5
RIL-82	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-83	Control	0.0	0.5
RIL-83	Mi	2.8	0.5
RIL-83	Pc	2.2	0.5
RIL-83	Mi+Pc	1.0	0.5
RIL-84	Control	0.0	0.5
RIL-84	Mi	2.0	0.5

RIL-84	Pc	3.2	0.5
RIL-84	Mi+Pc	3.8	0.5
RIL-85	Control	0.0	0.5
RIL-85	Mi	2.4	0.5
RIL-85	Pc	0.4	0.5
RIL-85	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-86	Control	2.4	0.5
RIL-86	Mi	1.6	0.5
RIL-86	Pc	1.2	0.5
RIL-86	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-87	Control	0.6	0.5
RIL-87	Mi	0.8	0.5
RIL-87	Pc	0.0	0.5
RIL-87	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-88	Control	0.8	0.5
RIL-88	Mi	0.6	0.5
RIL-88	Pc	2.0	0.5
RIL-88	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-89	Control	0.0	0.5
RIL-89	Mi	0.8	0.5
RIL-89	Pc	1.8	0.5
RIL-89	Mi+Pc	3.0	0.5
RIL-90	Control	0.0	0.5
RIL-90	Mi	1.4	0.5
RIL-90	Pc	2.0	0.5
RIL-90	Mi+Pc	2.5	0.5
RIL-91	Control	1.4	0.5
RIL-91	Mi	1.4	0.5
RIL-91	Pc	3.8	0.5
RIL-91	Mi+Pc	3.4	0.5
RIL-92	Control	0.0	0.5
RIL-92	Mi	0.6	0.5
RIL-92	Pc	1.2	0.5
RIL-92	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-94	Control	1.6	0.5
RIL-94	Mi	2.0	0.5
RIL-94	Pc	2.8	0.5
RIL-94	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-95	Control	0.0	0.5
RIL-95	Mi	0.2	0.5
RIL-95	Pc	1.2	0.5
RIL-95	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-96	Control	0.0	0.5
RIL-96	Mi	2.4	0.5
RIL-96	Pc	3.4	0.5
RIL-96	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-97	Control	0.0	0.5
RIL-97	Mi	3.6	0.5
RIL-97	Pc	3.6	0.5
RIL-97	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-98	Control	0.0	0.5
RIL-98	Mi	3.2	0.5
RIL-98	Pc	3.2	0.5
RIL-98	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-99	Control	0.0	0.5
RIL-99	Mi	3.0	0.5
RIL-99	Pc	1.6	0.5
RIL-99	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-100	Control	0.0	0.5

RIL-100	Mi	2.8	0.5
RIL-100	Pc	3.4	0.5
RIL-100	Mi+Pc	2.8	0.5
RIL-101	Control	0.0	0.5
RIL-101	Mi	1.4	0.5
RIL-101	Pc	0.8	0.5
RIL-101	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-102	Control	0.0	0.5
RIL-102	Mi	1.6	0.5
RIL-102	Pc	2.2	0.5
RIL-102	Mi+Pc	1.6	0.5
RIL-103	Control	0.8	0.5
RIL-103	Mi	2.8	0.5
RIL-103	Pc	2.2	0.5
RIL-103	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-104	Control	0.0	0.5
RIL-104	Mi	2.6	0.5
RIL-104	Pc	4.0	0.5
RIL-104	Mi+Pc	2.0	0.5
RIL-105	Control	0.0	0.5
RIL-105	Mi	1.6	0.5
RIL-105	Pc	1.0	0.5
RIL-105	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-106	Control	0.0	0.5
RIL-106	Mi	2.5	0.5
RIL-106	Pc	4.0	0.5
RIL-106	Mi+Pc	3.4	0.5
RIL-107	Control	0.0	0.5
RIL-107	Mi	1.4	0.5
RIL-107	Pc	3.4	0.5
RIL-107	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-108	Control	1.0	0.5
RIL-108	Mi	1.0	0.5
RIL-108	Pc	3.3	0.5
RIL-108	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-109	Control	2.4	0.5
RIL-109	Mi	1.2	0.5
RIL-109	Pc	2.6	0.5
RIL-109	Mi+Pc	1.0	0.5
RIL-110	Control	0.0	0.5
RIL-110	Mi	1.0	0.5
RIL-110	Pc	3.0	0.5
RIL-110	Mi+Pc	2.2	0.5
RIL-111	Control	0.0	0.5
RIL-111	Mi	0.2	0.5
RIL-111	Pc	3.4	0.5
RIL-111	Mi+Pc	2.4	0.5
RIL-112	Control	0.0	0.5
RIL-112	Mi	2.8	0.5
RIL-112	Pc	3.5	0.5
RIL-112	Mi+Pc	3.2	0.5
RIL-113	Control	0.0	0.5
RIL-113	Mi	2.0	0.5
RIL-113	Pc	2.4	0.5
RIL-113	Mi+Pc	1.0	0.5
RIL-114	Control	0.0	0.5
RIL-114	Mi	2.8	0.5
RIL-114	Pc	2.2	0.5
RIL-114	Mi+Pc	1.0	0.5

RIL-115	Control	0.6	0.5
RIL-115	Mi	2.0	0.5
RIL-115	Pc	1.0	0.5
RIL-115	Mi+Pc	3.6	0.5
RIL-116	Control	0.0	0.5
RIL-116	Mi	0.0	0.5
RIL-116	Pc	0.0	0.5
RIL-116	Mi+Pc	1.6	0.5

ANEXO C

Severidad de agallamiento de los progenitores y las RIL's

RIL	Tratamiento	Media	Error Estándar
Maor	Control	0.0	0.5
Maor	Mi	5.0	0.5
Maor	Mi+Pc	5.7	0.6
CM-334	Control	0.0	0.5
CM-334	Mi	5.0	0.6
CM-334	Mi+Pc	5.0	0.5
RIL-1	Control	0.0	0.7
RIL-1	Mi	4.2	0.7
RIL-1	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-2	Control	0.0	0.7
RIL-2	Mi	3.6	0.7
RIL-2	Mi+Pc	3.5	0.6
RIL-3	Control	0.0	0.7
RIL-3	Mi	2.6	0.7
RIL-3	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-4	Control	0.0	0.7
RIL-4	Mi	6.0	0.7
RIL-4	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-5	Control	6.0	0.7
RIL-5	Mi	6.0	0.8
RIL-5	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-6	Control	0.0	0.8
RIL-6	Mi	4.2	0.7
RIL-6	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-7	Control	0.0	0.8
RIL-7	Mi	5.4	0.7
RIL-7	Mi+Pc	5.0	0.8
RIL-8	Control	0.0	0.7
RIL-8	Mi	4.8	0.7
RIL-8	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-9	Control	0.0	0.7
RIL-9	Mi	4.0	0.7
RIL-9	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-10	Control	0.0	0.7
RIL-10	Mi	4.0	0.7
RIL-10	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-11	Control	0.0	0.7
RIL-11	Mi	3.0	0.7
RIL-11	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-12	Control	0.0	0.7
RIL-12	Mi	3.0	0.7
RIL-12	Mi+Pc	4.4	0.7
RIL-13	Control	0.0	0.7
RIL-13	Mi	3.0	0.7
RIL-13	Mi+Pc	5.6	0.7

RIL-14	Control	0.0	0.7
RIL-14	Mi	2.0	0.7
RIL-14	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-15	Control	0.0	0.7
RIL-15	Mi	3.6	0.7
RIL-15	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-16	Control	0.0	0.6
RIL-16	Mi	3.0	0.7
RIL-16	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-17	Control	0.0	0.7
RIL-17	Mi	5.0	0.7
RIL-17	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-18	Control	0.0	0.7
RIL-18	Mi	3.6	0.7
RIL-18	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-19	Control	0.0	0.7
RIL-19	Mi	4.4	0.7
RIL-19	Mi+Pc	3.2	0.7
RIL-20	Control	0.0	0.7
RIL-20	Mi	3.6	0.7
RIL-20	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-21	Control	0.0	0.7
RIL-21	Mi	4.4	0.7
RIL-21	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-22	Control	6.0	0.7
RIL-22	Mi	5.8	0.7
RIL-22	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-23	Control	0.0	0.7
RIL-23	Mi	5.6	0.7
RIL-23	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-24	Control	0.0	0.7
RIL-24	Mi	6.0	0.7
RIL-24	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-25	Control	0.0	0.7
RIL-25	Mi	5.2	0.7
RIL-25	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-26	Control	0.0	0.7
RIL-26	Mi	4.8	0.7
RIL-26	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-27	Control	0.0	0.7
RIL-27	Mi	2.0	0.7
RIL-27	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-28	Control	0.0	0.7
RIL-28	Mi	2.8	0.7
RIL-28	Mi+Pc	1.0	0.7
RIL-29	Control	0.0	0.7
RIL-29	Mi	4.7	0.6
RIL-29	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-30	Control	0.0	0.7
RIL-30	Mi	5.0	0.8
RIL-30	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-31	Control	0.0	0.7
RIL-31	Mi	3.6	0.7
RIL-31	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-32	Control	0.0	0.7
RIL-32	Mi	4.0	0.8
RIL-32	Mi+Pc	6.0	0.6
RIL-33	Control	0.0	0.7
RIL-33	Mi	5.4	0.7

RIL-33	Mi+Pc	5.8	0.7
RIL-34	Control	0.0	0.7
RIL-34	Mi	5.6	0.7
RIL-34	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-35	Control	0.0	0.7
RIL-35	Mi	4.8	0.7
RIL-35	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-36	Control	0.0	0.7
RIL-36	Mi	3.0	0.7
RIL-36	Mi+Pc	2.8	0.7
RIL-37	Control	0.0	0.7
RIL-37	Mi	5.8	0.8
RIL-37	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-38	Control	0.0	0.7
RIL-38	Mi	1.0	0.7
RIL-38	Mi+Pc	1.0	0.7
RIL-39	Control	0.0	0.7
RIL-39	Mi	3.0	0.7
RIL-39	Mi+Pc	2.0	0.7
RIL-40	Control	0.0	0.7
RIL-40	Mi	5.3	0.8
RIL-40	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-41	Control	0.0	0.8
RIL-41	Mi	2.0	0.7
RIL-41	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-42	Control	0.0	0.7
RIL-42	Mi	3.6	0.7
RIL-42	Mi+Pc	5.8	0.7
RIL-43	Control	0.0	0.7
RIL-43	Mi	4.4	0.7
RIL-43	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-44	Control	0.0	0.7
RIL-44	Mi	5.2	0.7
RIL-44	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-45	Control	0.0	0.8
RIL-45	Mi	5.8	0.7
RIL-45	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-46	Control	0.0	0.7
RIL-46	Mi	4.8	0.7
RIL-46	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-47	Control	0.0	0.7
RIL-47	Mi	3.4	0.7
RIL-47	Mi+Pc	2.8	0.7
RIL-48	Control	0.0	0.7
RIL-48	Mi	2.0	0.7
RIL-48	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-49	Control	0.0	0.7
RIL-49	Mi	5.2	0.7
RIL-49	Mi+Pc	5.8	0.7
RIL-50	Control	0.0	0.7
RIL-50	Mi	4.8	0.7
RIL-50	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-51	Control	0.0	0.7
RIL-51	Mi	3.0	0.7
RIL-51	Mi+Pc	3.0	0.7
RIL-52	Control	0.0	0.7
RIL-52	Mi	5.0	0.7
RIL-52	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-53	Control	0.0	0.7

RIL-53	Mi	4.2	0.7
RIL-53	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-54	Control	0.0	0.7
RIL-54	Mi	2.0	0.7
RIL-54	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-56	Control	0.0	0.7
RIL-56	Mi	4.4	0.7
RIL-56	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-57	Control	0.0	0.7
RIL-57	Mi	2.0	0.7
RIL-57	Mi+Pc	4.2	0.7
RIL-58	Control	0.0	0.7
RIL-58	Mi	3.0	0.7
RIL-58	Mi+Pc	4.4	0.7
RIL-59	Control	0.0	0.7
RIL-59	Mi	0.0	0.7
RIL-59	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-60	Control	0.0	0.7
RIL-60	Mi	2.0	0.7
RIL-60	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-61	Control	6.0	0.7
RIL-61	Mi	4.0	0.7
RIL-61	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-62	Control	0.0	0.7
RIL-62	Mi	4.8	0.7
RIL-62	Mi+Pc	6.0	0.7
RIL-63	Control	0.0	0.7
RIL-63	Mi	5.6	0.7
RIL-63	Mi+Pc	6.0	0.8
RIL-64	Control	0.0	0.7
RIL-64	Mi	3.0	0.7
RIL-64	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-65	Control	0.0	0.7
RIL-65	Mi	4.4	0.7
RIL-65	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-66	Control	0.0	0.7
RIL-66	Mi	3.0	0.7
RIL-66	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-67	Control	0.0	0.9
RIL-67	Mi	4.4	0.7
RIL-67	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-68	Control	0.0	0.7
RIL-68	Mi	5.0	0.7
RIL-68	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-69	Control	0.0	0.7
RIL-69	Mi	4.0	0.7
RIL-69	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-70	Control	0.0	0.7
RIL-70	Mi	4.0	0.7
RIL-70	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-71	Control	0.0	0.7
RIL-71	Mi	5.2	0.7
RIL-71	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-72	Control	0.0	0.7
RIL-72	Mi	4.0	0.7
RIL-72	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-73	Control	0.0	0.7
RIL-73	Mi	3.6	0.7
RIL-73	Mi+Pc	4.4	0.7

RIL-74	Control	0.0	0.7
RIL-74	Mi	5.0	0.7
RIL-74	Mi+Pc	4.2	0.7
RIL-75	Control	0.0	0.7
RIL-75	Mi	5.0	0.7
RIL-75	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-76	Control	0.0	0.7
RIL-76	Mi	4.4	0.7
RIL-76	Mi+Pc	4.4	0.7
RIL-77	Control	0.0	0.7
RIL-77	Mi	3.0	0.7
RIL-77	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-78	Control	0.0	0.7
RIL-78	Mi	5.4	0.7
RIL-78	Mi+Pc	5.8	0.8
RIL-79	Control	0.0	0.7
RIL-79	Mi	5.4	0.7
RIL-79	Mi+Pc	3.6	0.7
RIL-80	Control	0.0	0.7
RIL-80	Mi	5.2	0.7
RIL-80	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-81	Control	0.0	0.7
RIL-81	Mi	5.2	0.7
RIL-81	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-82	Control	0.0	0.7
RIL-82	Mi	4.2	0.7
RIL-82	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-83	Control	0.0	0.7
RIL-83	Mi	4.2	0.7
RIL-83	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-84	Control	0.0	0.8
RIL-84	Mi	5.0	0.7
RIL-84	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-85	Control	0.0	0.7
RIL-85	Mi	4.0	0.7
RIL-85	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-86	Control	0.0	0.7
RIL-86	Mi	5.0	0.7
RIL-86	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-87	Control	0.0	0.7
RIL-87	Mi	4.0	0.7
RIL-87	Mi+Pc	4.2	0.7
RIL-88	Control	0.0	0.7
RIL-88	Mi	3.0	0.7
RIL-88	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-89	Control	0.0	0.7
RIL-89	Mi	2.6	0.7
RIL-89	Mi+Pc	2.0	0.7
RIL-90	Control	0.0	0.7
RIL-90	Mi	3.0	0.7
RIL-90	Mi+Pc	4.5	0.8
RIL-91	Control	0.0	0.7
RIL-91	Mi	4.4	0.7
RIL-91	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-92	Control	0.0	0.7
RIL-92	Mi	5.0	0.7
RIL-92	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-94	Control	0.0	0.7
RIL-94	Mi	4.0	0.7

RIL-94	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-95	Control	0.0	0.7
RIL-95	Mi	3.0	0.7
RIL-95	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-96	Control	0.0	0.7
RIL-96	Mi	5.4	0.7
RIL-96	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-97	Control	0.0	0.8
RIL-97	Mi	5.4	0.7
RIL-97	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-98	Control	0.0	0.7
RIL-98	Mi	5.0	0.7
RIL-98	Mi+Pc	5.4	0.7
RIL-99	Control	0.0	0.7
RIL-99	Mi	5.0	0.7
RIL-99	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-100	Control	0.0	0.7
RIL-100	Mi	5.2	0.7
RIL-100	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-101	Control	0.0	0.7
RIL-101	Mi	4.0	0.7
RIL-101	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-102	Control	0.0	0.7
RIL-102	Mi	5.2	0.7
RIL-102	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-103	Control	0.0	0.7
RIL-103	Mi	5.0	0.7
RIL-103	Mi+Pc	5.6	0.7
RIL-104	Control	0.0	0.7
RIL-104	Mi	5.2	0.7
RIL-104	Mi+Pc	3.0	0.7
RIL-105	Control	0.0	0.7
RIL-105	Mi	3.0	0.7
RIL-105	Mi+Pc	3.0	0.7
RIL-106	Control	0.0	0.7
RIL-106	Mi	5.0	0.8
RIL-106	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-107	Control	0.0	0.7
RIL-107	Mi	4.0	0.7
RIL-107	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-108	Control	0.0	0.8
RIL-108	Mi	3.0	0.7
RIL-108	Mi+Pc	5.3	0.8
RIL-109	Control	0.0	0.7
RIL-109	Mi	5.0	0.7
RIL-109	Mi+Pc	3.0	0.8
RIL-110	Control	0.0	0.7
RIL-110	Mi	4.0	0.7
RIL-110	Mi+Pc	4.4	0.7
RIL-111	Control	0.0	0.7
RIL-111	Mi	4.0	0.7
RIL-111	Mi+Pc	5.2	0.7
RIL-112	Control	0.0	0.8
RIL-112	Mi	5.0	0.8
RIL-112	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-113	Control	0.0	0.7
RIL-113	Mi	4.0	0.7
RIL-113	Mi+Pc	4.8	0.7
RIL-114	Control	0.0	0.7

RIL-114	Mi	5.4	0.7
RIL-114	Mi+Pc	4.0	0.8
RIL-115	Control	0.0	0.7
RIL-115	Mi	3.0	0.7
RIL-115	Mi+Pc	5.0	0.7
RIL-116	Control	0.0	0.7
RIL-116	Mi	1.0	0.7
RIL-116	Mi+Pc	4.2	0.7

Incidencia y sobrevivencia por agallamiento en progenitores y RIL´s

Tratamiento	RIL	% Incidencia de agallamiento	% sobrevivencia
Control	Maor	0	100
Control	CM334	0	100
Mi	Maor	100	75
Mi	CM334	100	71
Mi+Pc	Maor	33	0
Mi+Pc	CM334	80	80
Control	RIL-1	0	80
Control	RIL-2	0	80
Control	RIL-3	0	80
Control	RIL-4	0	60
Control	RIL-5	0	0
Control	RIL-6	0	75
Control	RIL-7	0	75
Control	RIL-8	0	100
Control	RIL-9	0	80
Control	RIL-10	0	100
Control	RIL-11	0	100
Control	RIL-12	0	100
Control	RIL-13	0	100
Control	RIL-14	0	100
Control	RIL-15	0	100
Control	RIL-16	0	100
Control	RIL-17	0	100
Control	RIL-18	0	40
Control	RIL-19	0	100
Control	RIL-20	0	100
Control	RIL-21	0	100
Control	RIL-22	0	0
Control	RIL-23	0	20
Control	RIL-24	0	20
Control	RIL-25	0	40
Control	RIL-26	0	80
Control	RIL-27	0	40
Control	RIL-28	0	100
Control	RIL-29	0	100
Control	RIL-30	0	100
Control	RIL-31	0	100
Control	RIL-32	0	100
Control	RIL-33	0	60
Control	RIL-34	0	100
Control	RIL-35	0	100
Control	RIL-36	0	100
Control	RIL-37	0	100
Control	RIL-38	0	100
Control	RIL-39	0	100

Control	RIL-40	0	100
Control	RIL-41	0	100
Control	RIL-42	0	40
Control	RIL-43	0	100
Control	RIL-44	0	100
Control	RIL-45	0	75
Control	RIL-46	0	100
Control	RIL-47	0	100
Control	RIL-48	0	100
Control	RIL-49	0	80
Control	RIL-50	0	40
Control	RIL-51	0	60
Control	RIL-52	0	60
Control	RIL-53	0	100
Control	RIL-54	0	100
Control	RIL-56	0	100
Control	RIL-57	0	100
Control	RIL-58	0	80
Control	RIL-59	0	100
Control	RIL-60	0	20
Control	RIL-61	0	0
Control	RIL-62	0	100
Control	RIL-63	0	40
Control	RIL-64	0	80
Control	RIL-65	0	60
Control	RIL-66	0	60
Control	RIL-67	0	33
Control	RIL-68	0	100
Control	RIL-69	0	40
Control	RIL-70	0	60
Control	RIL-71	0	100
Control	RIL-72	0	100
Control	RIL-73	0	100
Control	RIL-74	0	60
Control	RIL-75	0	80
Control	RIL-76	0	100
Control	RIL-77	0	100
Control	RIL-78	0	100
Control	RIL-79	0	100
Control	RIL-80	0	80
Control	RIL-81	0	40
Control	RIL-82	0	100
Control	RIL-83	0	100
Control	RIL-84	0	100
Control	RIL-85	0	100
Control	RIL-86	0	80
Control	RIL-87	0	100
Control	RIL-88	0	80
Control	RIL-89	0	100
Control	RIL-90	0	100
Control	RIL-91	0	80
Control	RIL-92	0	100
Control	RIL-94	0	60
Control	RIL-95	0	100
Control	RIL-96	0	100
Control	RIL-97	0	100
Control	RIL-98	0	100
Control	RIL-99	0	100
Control	RIL-100	0	100

Control	RIL-101	0	100
Control	RIL-102	0	100
Control	RIL-103	0	80
Control	RIL-104	0	100
Control	RIL-105	0	100
Control	RIL-106	0	100
Control	RIL-107	0	100
Control	RIL-108	0	75
Control	RIL-109	0	40
Control	RIL-110	0	100
Control	RIL-111	0	100
Control	RIL-112	0	100
Control	RIL-113	0	100
Control	RIL-114	0	100
Control	RIL-115	0	100
Control	RIL-116	0	100
Mi	RIL-1	60	60
Mi	RIL-2	60	60
Mi	RIL-3	100	100
Mi	RIL-4	0	0
Mi	RIL-5	0	0
Mi	RIL-6	100	80
Mi	RIL-7	20	20
Mi	RIL-8	80	60
Mi	RIL-9	100	40
Mi	RIL-10	100	100
Mi	RIL-11	100	100
Mi	RIL-12	100	100
Mi	RIL-13	100	100
Mi	RIL-14	100	100
Mi	RIL-15	60	60
Mi	RIL-16	100	80
Mi	RIL-17	100	100
Mi	RIL-18	60	60
Mi	RIL-19	80	60
Mi	RIL-20	60	80
Mi	RIL-21	80	80
Mi	RIL-22	20	40
Mi	RIL-23	40	40
Mi	RIL-24	0	0
Mi	RIL-25	40	40
Mi	RIL-26	60	60
Mi	RIL-27	100	100
Mi	RIL-28	80	80
Mi	RIL-29	67	67
Mi	RIL-30	50	50
Mi	RIL-31	80	80
Mi	RIL-32	50	100
Mi	RIL-33	60	40
Mi	RIL-34	40	40
Mi	RIL-35	60	60
Mi	RIL-36	100	80
Mi	RIL-37	25	25
Mi	RIL-38	100	100
Mi	RIL-39	100	100
Mi	RIL-40	50	25
Mi	RIL-41	100	100
Mi	RIL-42	80	80
Mi	RIL-43	80	100

Mi	RIL-44	80	20
Mi	RIL-45	20	40
Mi	RIL-46	60	40
Mi	RIL-47	100	100
Mi	RIL-48	100	100
Mi	RIL-49	80	80
Mi	RIL-50	60	80
Mi	RIL-51	100	100
Mi	RIL-52	100	40
Mi	RIL-53	60	60
Mi	RIL-54	100	100
Mi	RIL-56	80	80
Mi	RIL-57	100	100
Mi	RIL-58	100	100
Mi	RIL-59	0	60
Mi	RIL-60	100	100
Mi	RIL-61	100	100
Mi	RIL-62	80	80
Mi	RIL-63	40	40
Mi	RIL-64	100	100
Mi	RIL-65	80	80
Mi	RIL-66	100	100
Mi	RIL-67	80	80
Mi	RIL-68	100	100
Mi	RIL-69	100	100
Mi	RIL-70	100	80
Mi	RIL-71	80	80
Mi	RIL-72	100	100
Mi	RIL-73	80	80
Mi	RIL-74	100	100
Mi	RIL-75	100	100
Mi	RIL-76	80	80
Mi	RIL-77	100	100
Mi	RIL-78	60	60
Mi	RIL-79	60	60
Mi	RIL-80	80	60
Mi	RIL-81	80	0
Mi	RIL-82	60	60
Mi	RIL-83	60	60
Mi	RIL-84	100	100
Mi	RIL-85	100	60
Mi	RIL-86	100	80
Mi	RIL-87	100	100
Mi	RIL-88	100	100
Mi	RIL-89	100	80
Mi	RIL-90	100	80
Mi	RIL-91	80	80
Mi	RIL-92	100	100
Mi	RIL-94	100	100
Mi	RIL-95	100	100
Mi	RIL-96	60	60
Mi	RIL-97	60	40
Mi	RIL-98	100	80
Mi	RIL-99	100	100
Mi	RIL-100	80	80
Mi	RIL-101	100	100
Mi	RIL-102	80	80
Mi	RIL-103	100	80
Mi	RIL-104	80	60

Mi	RIL-105	100	80
Mi	RIL-106	100	100
Mi	RIL-107	100	80
Mi	RIL-108	100	100
Mi	RIL-109	100	80
Mi	RIL-110	100	100
Mi	RIL-111	100	100
Mi	RIL-112	100	75
Mi	RIL-113	100	100
Mi	RIL-114	60	60
Mi	RIL-115	100	100
Mi	RIL-116	100	100
Mi+Pc	RIL-1	40	40
Mi+Pc	RIL-2	50	50
Mi+Pc	RIL-3	20	0
Mi+Pc	RIL-4	0	0
Mi+Pc	RIL-5	100	0
Mi+Pc	RIL-6	40	40
Mi+Pc	RIL-7	25	25
Mi+Pc	RIL-8	0	0
Mi+Pc	RIL-9	80	80
Mi+Pc	RIL-10	60	40
Mi+Pc	RIL-11	60	60
Mi+Pc	RIL-12	80	80
Mi+Pc	RIL-13	20	20
Mi+Pc	RIL-14	40	0
Mi+Pc	RIL-15	40	40
Mi+Pc	RIL-16	0	0
Mi+Pc	RIL-17	40	40
Mi+Pc	RIL-18	0	0
Mi+Pc	RIL-19	60	60
Mi+Pc	RIL-20	0	0
Mi+Pc	RIL-21	60	60
Mi+Pc	RIL-22	0	0
Mi+Pc	RIL-23	0	0
Mi+Pc	RIL-24	40	40
Mi+Pc	RIL-25	40	40
Mi+Pc	RIL-26	0	0
Mi+Pc	RIL-27	40	40
Mi+Pc	RIL-28	100	100
Mi+Pc	RIL-29	100	0
Mi+Pc	RIL-30	0	0
Mi+Pc	RIL-31	60	60
Mi+Pc	RIL-32	0	0
Mi+Pc	RIL-33	20	20
Mi+Pc	RIL-34	60	60
Mi+Pc	RIL-35	0	0
Mi+Pc	RIL-36	80	80
Mi+Pc	RIL-37	80	80
Mi+Pc	RIL-38	100	100
Mi+Pc	RIL-39	100	100
Mi+Pc	RIL-40	60	40
Mi+Pc	RIL-41	0	0
Mi+Pc	RIL-42	20	0
Mi+Pc	RIL-43	0	0
Mi+Pc	RIL-44	40	40
Mi+Pc	RIL-45	40	40
Mi+Pc	RIL-46	0	0
Mi+Pc	RIL-47	80	80

Mi+Pc	RIL-48	100	100
Mi+Pc	RIL-49	20	20
Mi+Pc	RIL-50	80	80
Mi+Pc	RIL-51	100	100
Mi+Pc	RIL-52	60	60
Mi+Pc	RIL-53	100	100
Mi+Pc	RIL-54	80	80
Mi+Pc	RIL-56	60	40
Mi+Pc	RIL-57	60	60
Mi+Pc	RIL-58	80	60
Mi+Pc	RIL-59	40	0
Mi+Pc	RIL-60	60	60
Mi+Pc	RIL-61	60	20
Mi+Pc	RIL-62	0	0
Mi+Pc	RIL-63	0	0
Mi+Pc	RIL-64	100	60
Mi+Pc	RIL-65	40	20
Mi+Pc	RIL-66	60	60
Mi+Pc	RIL-67	100	100
Mi+Pc	RIL-68	60	60
Mi+Pc	RIL-69	80	80
Mi+Pc	RIL-70	80	100
Mi+Pc	RIL-71	60	60
Mi+Pc	RIL-72	100	100
Mi+Pc	RIL-73	80	80
Mi+Pc	RIL-74	60	40
Mi+Pc	RIL-75	80	60
Mi+Pc	RIL-76	80	80
Mi+Pc	RIL-77	100	100
Mi+Pc	RIL-78	25	25
Mi+Pc	RIL-79	80	80
Mi+Pc	RIL-80	80	80
Mi+Pc	RIL-81	80	60
Mi+Pc	RIL-82	40	20
Mi+Pc	RIL-83	100	100
Mi+Pc	RIL-84	80	20
Mi+Pc	RIL-85	100	20
Mi+Pc	RIL-86	60	60
Mi+Pc	RIL-87	60	60
Mi+Pc	RIL-88	100	100
Mi+Pc	RIL-89	100	100
Mi+Pc	RIL-90	75	75
Mi+Pc	RIL-91	100	60
Mi+Pc	RIL-92	60	60
Mi+Pc	RIL-94	40	60
Mi+Pc	RIL-95	80	80
Mi+Pc	RIL-96	40	40
Mi+Pc	RIL-97	60	40
Mi+Pc	RIL-98	60	0
Mi+Pc	RIL-99	40	40
Mi+Pc	RIL-100	80	60
Mi+Pc	RIL-101	100	80
Mi+Pc	RIL-102	80	80
Mi+Pc	RIL-103	40	20
Mi+Pc	RIL-104	100	100
Mi+Pc	RIL-105	100	100
Mi+Pc	RIL-106	60	60
Mi+Pc	RIL-107	80	0
Mi+Pc	RIL-108	75	0

Mi+Pc	RIL-109	100	100
Mi+Pc	RIL-110	80	80
Mi+Pc	RIL-111	80	80
Mi+Pc	RIL-112	60	40
Mi+Pc	RIL-113	40	100
Mi+Pc	RIL-114	100	100
Mi+Pc	RIL-115	100	40
Mi+Pc	RIL-116	100	80

ANEXO D

Severidad de pudrición de raíz de los progenitores y las RIL´s

RIL	Tratamiento	Media	Error Estándar
Maor	Control	0.0	0.5
Maor	Pc	4.0	0.5
Maor	Mi+Pc	4.0	0.6
CM-334	Control	0.0	0.5
CM-334	Pc	0.0	0.5
CM-334	Mi+Pc	4.0	0.5
RIL-1	Control	0.0	0.6
RIL-1	Pc	0.0	0.6
RIL-1	Mi+Pc	2.8	0.6
RIL-2	Control	0.0	0.6
RIL-2	Pc	0.0	0.6
RIL-2	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-3	Control	0.8	0.6
RIL-3	Pc	0.0	0.7
RIL-3	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-4	Control	1.6	0.6
RIL-4	Pc	4.0	0.6
RIL-4	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-5	Control	4.0	0.6
RIL-5	Pc	4.0	0.6
RIL-5	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-6	Control	1.0	0.7
RIL-6	Pc	3.2	0.6
RIL-6	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-7	Control	1.0	0.7
RIL-7	Pc	4.0	0.6
RIL-7	Mi+Pc	3.3	0.7
RIL-8	Control	0.0	0.6
RIL-8	Pc	1.8	0.6
RIL-8	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-9	Control	0.8	0.6
RIL-9	Pc	3.6	0.6
RIL-9	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-10	Control	0.0	0.6
RIL-10	Pc	1.5	0.7
RIL-10	Mi+Pc	3.0	0.6
RIL-11	Control	0.0	0.6
RIL-11	Pc	0.0	0.6
RIL-11	Mi+Pc	2.2	0.6
RIL-12	Control	0.0	0.6
RIL-12	Pc	0.4	0.6
RIL-12	Mi+Pc	1.0	0.6
RIL-13	Control	0.0	0.6
RIL-13	Pc	0.8	0.6
RIL-13	Mi+Pc	3.2	0.6

RIL-14	Control	0.0	0.6
RIL-14	Pc	0.0	0.6
RIL-14	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-15	Control	0.0	0.6
RIL-15	Pc	0.0	0.6
RIL-15	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-16	Control	0.0	0.6
RIL-16	Pc	2.4	0.6
RIL-16	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-17	Control	0.0	0.6
RIL-17	Pc	0.0	0.6
RIL-17	Mi+Pc	2.8	0.6
RIL-18	Control	2.6	0.6
RIL-18	Pc	3.0	0.7
RIL-18	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-19	Control	0.0	0.6
RIL-19	Pc	1.6	0.6
RIL-19	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-20	Control	0.0	0.6
RIL-20	Pc	1.8	0.6
RIL-20	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-21	Control	0.0	0.6
RIL-21	Pc	1.6	0.6
RIL-21	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-22	Control	4.0	0.6
RIL-22	Pc	4.0	0.6
RIL-22	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-23	Control	3.2	0.6
RIL-23	Pc	4.0	0.6
RIL-23	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-24	Control	2.6	0.6
RIL-24	Pc	3.2	0.6
RIL-24	Mi+Pc	3.6	0.6
RIL-25	Control	2.4	0.6
RIL-25	Pc	1.0	0.6
RIL-25	Mi+Pc	2.6	0.6
RIL-26	Control	0.8	0.6
RIL-26	Pc	0.0	0.6
RIL-26	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-27	Control	2.4	0.6
RIL-27	Pc	0.8	0.6
RIL-27	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-28	Control	0.0	0.6
RIL-28	Pc	1.6	0.6
RIL-28	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-29	Control	0.0	0.6
RIL-29	Pc	2.2	0.6
RIL-29	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-30	Control	0.0	0.6
RIL-30	Pc	2.0	0.6
RIL-30	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-31	Control	0.0	0.6
RIL-31	Pc	1.8	0.6
RIL-31	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-32	Control	0.0	0.6
RIL-32	Pc	2.8	0.7
RIL-32	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-33	Control	2.0	0.6
RIL-33	Pc	1.6	0.6

RIL-33	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-34	Control	0.0	0.6
RIL-34	Pc	2.4	0.6
RIL-34	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-35	Control	0.0	0.6
RIL-35	Pc	3.2	0.6
RIL-35	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-36	Control	0.0	0.6
RIL-36	Pc	0.0	0.6
RIL-36	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-37	Control	0.0	0.6
RIL-37	Pc	3.0	0.6
RIL-37	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-38	Control	0.0	0.6
RIL-38	Pc	0.0	0.6
RIL-38	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-39	Control	0.0	0.6
RIL-39	Pc	0.4	0.6
RIL-39	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-40	Control	0.0	0.6
RIL-40	Pc	3.0	0.7
RIL-40	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-41	Control	0.0	0.7
RIL-41	Pc	3.2	0.6
RIL-41	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-42	Control	2.4	0.6
RIL-42	Pc	4.0	0.6
RIL-42	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-43	Control	0.0	0.6
RIL-43	Pc	1.6	0.6
RIL-43	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-44	Control	0.0	0.6
RIL-44	Pc	0.0	0.6
RIL-44	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-45	Control	1.0	0.7
RIL-45	Pc	1.2	0.6
RIL-45	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-46	Control	0.0	0.6
RIL-46	Pc	2.4	0.6
RIL-46	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-47	Control	0.0	0.6
RIL-47	Pc	1.8	0.6
RIL-47	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-48	Control	0.0	0.6
RIL-48	Pc	0.0	0.6
RIL-48	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-49	Control	0.8	0.6
RIL-49	Pc	1.6	0.6
RIL-49	Mi+Pc	3.4	0.6
RIL-50	Control	2.4	0.6
RIL-50	Pc	2.4	0.6
RIL-50	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-51	Control	2.0	0.6
RIL-51	Pc	1.8	0.6
RIL-51	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-52	Control	1.6	0.6
RIL-52	Pc	0.8	0.6
RIL-52	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-53	Control	0.0	0.6

RIL-53	Pc	1.0	0.6
RIL-53	Mi+Pc	0.6	0.6
RIL-54	Control	0.0	0.6
RIL-54	Pc	1.6	0.6
RIL-54	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-56	Control	0.0	0.6
RIL-56	Pc	0.8	0.6
RIL-56	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-57	Control	0.0	0.6
RIL-57	Pc	3.2	0.6
RIL-57	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-58	Control	0.8	0.6
RIL-58	Pc	1.0	0.7
RIL-58	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-59	Control	0.0	0.6
RIL-59	Pc	0.0	0.6
RIL-59	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-60	Control	3.2	0.6
RIL-60	Pc	1.6	0.6
RIL-60	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-61	Control	4.0	0.6
RIL-61	Pc	4.0	0.6
RIL-61	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-62	Control	0.0	0.6
RIL-62	Pc	1.4	0.6
RIL-62	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-63	Control	2.4	0.6
RIL-63	Pc	4.0	0.6
RIL-63	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-64	Control	0.8	0.6
RIL-64	Pc	0.6	0.6
RIL-64	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-65	Control	1.6	0.6
RIL-65	Pc	1.6	0.6
RIL-65	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-66	Control	1.8	0.6
RIL-66	Pc	2.4	0.6
RIL-66	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-67	Control	2.7	0.8
RIL-67	Pc	0.8	0.6
RIL-67	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-68	Control	0.0	0.6
RIL-68	Pc	0.8	0.6
RIL-68	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-69	Control	0.8	0.6
RIL-69	Pc	0.0	0.6
RIL-69	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-70	Control	1.6	0.6
RIL-70	Pc	2.4	0.6
RIL-70	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-71	Control	0.0	0.6
RIL-71	Pc	4.0	0.6
RIL-71	Mi+Pc	2.2	0.6
RIL-72	Control	0.0	0.6
RIL-72	Pc	2.2	0.6
RIL-72	Mi+Pc	0.2	0.6
RIL-73	Control	0.0	0.6
RIL-73	Pc	1.8	0.6
RIL-73	Mi+Pc	1.0	0.6

RIL-74	Control	1.6	0.6
RIL-74	Pc	4.0	0.6
RIL-74	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-75	Control	0.8	0.6
RIL-75	Pc	4.0	0.6
RIL-75	Mi+Pc	2.8	0.6
RIL-76	Control	0.0	0.6
RIL-76	Pc	1.4	0.6
RIL-76	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-77	Control	0.0	0.6
RIL-77	Pc	3.2	0.6
RIL-77	Mi+Pc	0.4	0.6
RIL-78	Control	0.0	0.6
RIL-78	Pc	2.4	0.6
RIL-78	Mi+Pc	3.0	0.7
RIL-79	Control	0.0	0.6
RIL-79	Pc	1.4	0.6
RIL-79	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-80	Control	0.8	0.6
RIL-80	Pc	0.8	0.6
RIL-80	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-81	Control	2.4	0.6
RIL-81	Pc	2.6	0.6
RIL-81	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-82	Control	0.0	0.6
RIL-82	Pc	2.4	0.6
RIL-82	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-83	Control	0.0	0.6
RIL-83	Pc	1.6	0.6
RIL-83	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-84	Control	0.0	0.7
RIL-84	Pc	2.4	0.6
RIL-84	Mi+Pc	3.2	0.6
RIL-85	Control	0.0	0.6
RIL-85	Pc	0.0	0.6
RIL-85	Mi+Pc	3.4	0.6
RIL-86	Control	0.8	0.6
RIL-86	Pc	0.8	0.6
RIL-86	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-87	Control	0.6	0.6
RIL-87	Pc	0.0	0.6
RIL-87	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-88	Control	0.8	0.6
RIL-88	Pc	0.0	0.6
RIL-88	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-89	Control	0.0	0.6
RIL-89	Pc	0.0	0.6
RIL-89	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-90	Control	0.0	0.6
RIL-90	Pc	0.0	0.6
RIL-90	Mi+Pc	1.0	0.7
RIL-91	Control	0.8	0.6
RIL-91	Pc	3.4	0.6
RIL-91	Mi+Pc	2.2	0.6
RIL-92	Control	0.0	0.6
RIL-92	Pc	0.0	0.6
RIL-92	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-94	Control	1.6	0.6
RIL-94	Pc	2.6	0.6

RIL-94	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-95	Control	0.0	0.6
RIL-95	Pc	0.8	0.6
RIL-95	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-96	Control	0.0	0.6
RIL-96	Pc	2.6	0.6
RIL-96	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-97	Control	0.0	0.7
RIL-97	Pc	2.8	0.6
RIL-97	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-98	Control	0.0	0.6
RIL-98	Pc	1.8	0.6
RIL-98	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-99	Control	0.0	0.6
RIL-99	Pc	1.6	0.6
RIL-99	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-100	Control	0.0	0.6
RIL-100	Pc	3.2	0.6
RIL-100	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-101	Control	0.0	0.6
RIL-101	Pc	0.8	0.6
RIL-101	Mi+Pc	0.4	0.6
RIL-102	Control	0.0	0.6
RIL-102	Pc	2.0	0.6
RIL-102	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-103	Control	0.8	0.6
RIL-103	Pc	1.6	0.6
RIL-103	Mi+Pc	3.4	0.6
RIL-104	Control	0.0	0.6
RIL-104	Pc	4.0	0.6
RIL-104	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-105	Control	0.0	0.6
RIL-105	Pc	0.0	0.6
RIL-105	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-106	Control	0.0	0.6
RIL-106	Pc	4.0	0.6
RIL-106	Mi+Pc	1.6	0.6
RIL-107	Control	0.0	0.6
RIL-107	Pc	2.8	0.6
RIL-107	Mi+Pc	4.0	0.6
RIL-108	Control	1.0	0.7
RIL-108	Pc	3.0	0.7
RIL-108	Mi+Pc	4.0	0.7
RIL-109	Control	2.4	0.6
RIL-109	Pc	2.0	0.6
RIL-109	Mi+Pc	0.0	0.7
RIL-110	Control	0.0	0.6
RIL-110	Pc	1.6	0.6
RIL-110	Mi+Pc	1.0	0.6
RIL-111	Control	0.0	0.6
RIL-111	Pc	3.2	0.6
RIL-111	Mi+Pc	0.8	0.6
RIL-112	Control	0.0	0.7
RIL-112	Pc	3.0	0.7
RIL-112	Mi+Pc	2.4	0.6
RIL-113	Control	0.0	0.6
RIL-113	Pc	1.0	0.6
RIL-113	Mi+Pc	0.0	0.6
RIL-114	Control	0.0	0.6

RIL-114	Pc	1.6	0.6
RIL-114	Mi+Pc	0.0	0.7
RIL-115	Control	0.0	0.6
RIL-115	Pc	0.8	0.6
RIL-115	Mi+Pc	2.0	0.6
RIL-116	Control	0.0	0.6
RIL-116	Pc	0.0	0.6
RIL-116	Mi+Pc	0.8	0.6

Incidencia y sobrevivencia de pudrición de raíz en progenitores y RIL's

Tratamiento	RIL	% Incidencia pudrición de raíz	% sobrevivencia
Control	Maor	0	100
Control	CM334	0	100
Pc	Maor	100	0
Pc	CM334	0	100
Mi+Pc	Maor	100	0
Mi+Pc	CM334	80	80
Control	RIL-1	0	80
Control	RIL-2	0	80
Control	RIL-3	0	80
Control	RIL-4	0	60
Control	RIL-5	0	0
Control	RIL-6	0	75
Control	RIL-7	0	75
Control	RIL-8	0	100
Control	RIL-9	0	80
Control	RIL-10	0	100
Control	RIL-11	0	100
Control	RIL-12	0	100
Control	RIL-13	0	100
Control	RIL-14	0	100
Control	RIL-15	0	100
Control	RIL-16	0	100
Control	RIL-17	0	100
Control	RIL-18	0	40
Control	RIL-19	0	100
Control	RIL-20	0	100
Control	RIL-21	0	100
Control	RIL-22	0	0
Control	RIL-23	0	20
Control	RIL-24	0	20
Control	RIL-25	0	40
Control	RIL-26	0	80
Control	RIL-27	0	40
Control	RIL-28	0	100
Control	RIL-29	0	100
Control	RIL-30	0	100
Control	RIL-31	0	100
Control	RIL-32	0	100
Control	RIL-33	0	60
Control	RIL-34	0	100
Control	RIL-35	0	100
Control	RIL-36	0	100
Control	RIL-37	0	100
Control	RIL-38	0	100
Control	RIL-39	0	100
Control	RIL-40	0	100
Control	RIL-41	0	100

Control	RIL-42	0	40
Control	RIL-43	0	100
Control	RIL-44	0	100
Control	RIL-45	0	75
Control	RIL-46	0	100
Control	RIL-47	0	100
Control	RIL-48	0	100
Control	RIL-49	0	80
Control	RIL-50	0	40
Control	RIL-51	0	60
Control	RIL-52	0	60
Control	RIL-53	0	100
Control	RIL-54	0	100
Control	RIL-56	0	100
Control	RIL-57	0	100
Control	RIL-58	0	80
Control	RIL-59	0	100
Control	RIL-60	0	20
Control	RIL-61	0	0
Control	RIL-62	0	100
Control	RIL-63	0	40
Control	RIL-64	0	80
Control	RIL-65	0	60
Control	RIL-66	0	60
Control	RIL-67	0	33
Control	RIL-68	0	100
Control	RIL-69	0	40
Control	RIL-70	0	60
Control	RIL-71	0	100
Control	RIL-72	0	100
Control	RIL-73	0	100
Control	RIL-74	0	60
Control	RIL-75	0	80
Control	RIL-76	0	100
Control	RIL-77	0	100
Control	RIL-78	0	100
Control	RIL-79	0	100
Control	RIL-80	0	80
Control	RIL-81	0	40
Control	RIL-82	0	100
Control	RIL-83	0	100
Control	RIL-84	0	100
Control	RIL-85	0	100
Control	RIL-86	0	80
Control	RIL-87	0	100
Control	RIL-88	0	80
Control	RIL-89	0	100
Control	RIL-90	0	100
Control	RIL-91	0	80
Control	RIL-92	0	100
Control	RIL-94	0	60
Control	RIL-95	0	100
Control	RIL-96	0	100
Control	RIL-97	0	100
Control	RIL-98	0	100
Control	RIL-99	0	100
Control	RIL-100	0	100
Control	RIL-101	0	100
Control	RIL-102	0	100

Control	RIL-103	0	80
Control	RIL-104	0	100
Control	RIL-105	0	100
Control	RIL-106	0	100
Control	RIL-107	0	100
Control	RIL-108	0	75
Control	RIL-109	0	40
Control	RIL-110	0	100
Control	RIL-111	0	100
Control	RIL-112	0	100
Control	RIL-113	0	100
Control	RIL-114	0	100
Control	RIL-115	0	100
Control	RIL-116	0	100
Pc	RIL-1	0	100
Pc	RIL-2	0	100
Pc	RIL-3	0	100
Pc	RIL-4	100	0
Pc	RIL-5	100	0
Pc	RIL-6	80	20
Pc	RIL-7	100	0
Pc	RIL-8	60	60
Pc	RIL-9	100	40
Pc	RIL-10	75	75
Pc	RIL-11	0	100
Pc	RIL-12	20	100
Pc	RIL-13	20	80
Pc	RIL-14	0	100
Pc	RIL-15	0	100
Pc	RIL-16	80	60
Pc	RIL-17	0	100
Pc	RIL-18	75	25
Pc	RIL-19	40	60
Pc	RIL-20	60	60
Pc	RIL-21	40	60
Pc	RIL-22	100	0
Pc	RIL-23	100	0
Pc	RIL-24	80	20
Pc	RIL-25	40	80
Pc	RIL-26	0	100
Pc	RIL-27	20	80
Pc	RIL-28	100	80
Pc	RIL-29	60	40
Pc	RIL-30	60	60
Pc	RIL-31	60	40
Pc	RIL-32	75	25
Pc	RIL-33	40	60
Pc	RIL-34	60	40
Pc	RIL-35	80	20
Pc	RIL-36	0	100
Pc	RIL-37	83	33
Pc	RIL-38	0	100
Pc	RIL-39	40	100
Pc	RIL-40	75	25
Pc	RIL-41	80	20
Pc	RIL-42	100	0
Pc	RIL-43	40	60
Pc	RIL-44	0	100
Pc	RIL-45	40	100

Pc	RIL-46	60	40
Pc	RIL-47	80	60
Pc	RIL-48	0	100
Pc	RIL-49	40	60
Pc	RIL-50	60	40
Pc	RIL-51	60	60
Pc	RIL-52	20	80
Pc	RIL-53	40	80
Pc	RIL-54	40	60
Pc	RIL-56	20	80
Pc	RIL-57	80	20
Pc	RIL-58	25	75
Pc	RIL-59	0	100
Pc	RIL-60	40	60
Pc	RIL-61	100	0
Pc	RIL-62	40	80
Pc	RIL-63	100	0
Pc	RIL-64	20	100
Pc	RIL-65	40	60
Pc	RIL-66	60	40
Pc	RIL-67	20	80
Pc	RIL-68	20	80
Pc	RIL-69	0	100
Pc	RIL-70	60	40
Pc	RIL-71	100	0
Pc	RIL-72	60	60
Pc	RIL-73	60	60
Pc	RIL-74	100	0
Pc	RIL-75	100	0
Pc	RIL-76	40	60
Pc	RIL-77	80	20
Pc	RIL-78	60	40
Pc	RIL-79	40	80
Pc	RIL-80	20	80
Pc	RIL-81	80	40
Pc	RIL-82	60	40
Pc	RIL-83	40	60
Pc	RIL-84	60	40
Pc	RIL-85	0	100
Pc	RIL-86	20	80
Pc	RIL-87	0	100
Pc	RIL-88	0	100
Pc	RIL-89	0	100
Pc	RIL-90	0	100
Pc	RIL-91	100	20
Pc	RIL-92	0	100
Pc	RIL-94	80	40
Pc	RIL-95	20	80
Pc	RIL-96	80	40
Pc	RIL-97	100	40
Pc	RIL-98	60	60
Pc	RIL-99	40	60
Pc	RIL-100	80	20
Pc	RIL-101	20	80
Pc	RIL-102	60	60
Pc	RIL-103	40	60
Pc	RIL-104	100	0
Pc	RIL-105	0	100
Pc	RIL-106	100	0

Pc	RIL-107	100	60
Pc	RIL-108	75	25
Pc	RIL-109	60	60
Pc	RIL-110	40	60
Pc	RIL-111	80	20
Pc	RIL-112	75	25
Pc	RIL-113	40	80
Pc	RIL-114	40	60
Pc	RIL-115	20	60
Pc	RIL-116	0	100
Mi+Pc	RIL-1	100	40
Mi+Pc	RIL-2	50	50
Mi+Pc	RIL-3	100	0
Mi+Pc	RIL-4	100	0
Mi+Pc	RIL-5	100	0
Mi+Pc	RIL-6	100	40
Mi+Pc	RIL-7	100	25
Mi+Pc	RIL-8	100	0
Mi+Pc	RIL-9	100	80
Mi+Pc	RIL-10	80	40
Mi+Pc	RIL-11	100	60
Mi+Pc	RIL-12	40	80
Mi+Pc	RIL-13	80	20
Mi+Pc	RIL-14	100	0
Mi+Pc	RIL-15	80	40
Mi+Pc	RIL-16	100	0
Mi+Pc	RIL-17	100	40
Mi+Pc	RIL-18	100	0
Mi+Pc	RIL-19	40	60
Mi+Pc	RIL-20	100	0
Mi+Pc	RIL-21	40	60
Mi+Pc	RIL-22	100	0
Mi+Pc	RIL-23	100	0
Mi+Pc	RIL-24	100	40
Mi+Pc	RIL-25	80	40
Mi+Pc	RIL-26	100	0
Mi+Pc	RIL-27	60	40
Mi+Pc	RIL-28	0	100
Mi+Pc	RIL-29	100	0
Mi+Pc	RIL-30	100	0
Mi+Pc	RIL-31	80	60
Mi+Pc	RIL-32	100	0
Mi+Pc	RIL-33	80	20
Mi+Pc	RIL-34	40	60
Mi+Pc	RIL-35	100	0
Mi+Pc	RIL-36	20	80
Mi+Pc	RIL-37	20	80
Mi+Pc	RIL-38	0	100
Mi+Pc	RIL-39	0	100
Mi+Pc	RIL-40	60	40
Mi+Pc	RIL-41	100	0
Mi+Pc	RIL-42	100	0
Mi+Pc	RIL-43	100	0
Mi+Pc	RIL-44	60	40
Mi+Pc	RIL-45	60	40
Mi+Pc	RIL-46	100	0
Mi+Pc	RIL-47	20	80
Mi+Pc	RIL-48	0	100
Mi+Pc	RIL-49	80	20

Mi+Pc	RIL-50	20	80
Mi+Pc	RIL-51	0	100
Mi+Pc	RIL-52	40	60
Mi+Pc	RIL-53	40	100
Mi+Pc	RIL-54	20	80
Mi+Pc	RIL-56	40	40
Mi+Pc	RIL-57	40	60
Mi+Pc	RIL-58	60	60
Mi+Pc	RIL-59	100	0
Mi+Pc	RIL-60	40	60
Mi+Pc	RIL-61	80	20
Mi+Pc	RIL-62	100	0
Mi+Pc	RIL-63	100	0
Mi+Pc	RIL-64	40	60
Mi+Pc	RIL-65	80	20
Mi+Pc	RIL-66	40	60
Mi+Pc	RIL-67	0	100
Mi+Pc	RIL-68	60	60
Mi+Pc	RIL-69	20	80
Mi+Pc	RIL-70	40	100
Mi+Pc	RIL-71	60	60
Mi+Pc	RIL-72	20	100
Mi+Pc	RIL-73	40	80
Mi+Pc	RIL-74	60	40
Mi+Pc	RIL-75	80	60
Mi+Pc	RIL-76	20	80
Mi+Pc	RIL-77	20	100
Mi+Pc	RIL-78	75	25
Mi+Pc	RIL-79	20	80
Mi+Pc	RIL-80	20	80
Mi+Pc	RIL-81	80	60
Mi+Pc	RIL-82	80	20
Mi+Pc	RIL-83	0	100
Mi+Pc	RIL-84	80	20
Mi+Pc	RIL-85	80	20
Mi+Pc	RIL-86	40	60
Mi+Pc	RIL-87	40	60
Mi+Pc	RIL-88	0	100
Mi+Pc	RIL-89	0	100
Mi+Pc	RIL-90	25	75
Mi+Pc	RIL-91	60	60
Mi+Pc	RIL-92	40	60
Mi+Pc	RIL-94	40	60
Mi+Pc	RIL-95	20	80
Mi+Pc	RIL-96	60	40
Mi+Pc	RIL-97	60	40
Mi+Pc	RIL-98	100	0
Mi+Pc	RIL-99	60	40
Mi+Pc	RIL-100	40	60
Mi+Pc	RIL-101	20	80
Mi+Pc	RIL-102	20	80
Mi+Pc	RIL-103	80	20
Mi+Pc	RIL-104	0	100
Mi+Pc	RIL-105	40	100
Mi+Pc	RIL-106	40	60
Mi+Pc	RIL-107	100	0
Mi+Pc	RIL-108	100	0
Mi+Pc	RIL-109	0	100
Mi+Pc	RIL-110	40	80

Mi+Pc	RIL-111	20	80
Mi+Pc	RIL-112	60	40
Mi+Pc	RIL-113	0	100
Mi+Pc	RIL-114	0	100
Mi+Pc	RIL-115	60	40
Mi+Pc	RIL-116	20	80

