



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO



DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

HONGOS BOTRYOSPHAERACEAE Y AMPHISPHAERIACEAE
ASOCIADOS A RAÍZ Y CORONA DEL ARÁNDANO EN
HIDROPONÍA Y SENSIBILIDAD *IN VITRO* A FUNGICIDAS DE
DIFERENTE MODO DE ACCIÓN

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de

Maestro en Ciencias en Protección Vegetal

PRESENTA

ÁNGELES SARAHI GABRIELA ALVARADO SUÁREZ

Bajo la supervisión de: ÁNGEL REBOLLAR ALVITER PhD.



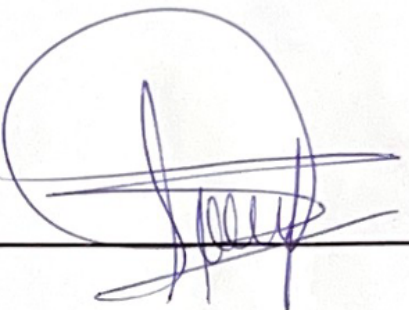
Chapingo, Estado de México, Texcoco, junio 2025.

HOJA DE APROBACIÓN

La presente tesis, titulada: **HONGOS BOTRYOSPHAERACEAE Y AMPHISPHAERIACEAE ASOCIADOS A RAIZ Y CORONA DEL ARÁNDANO EN HIDROPONIA Y SENSIBILIDAD *IN VITRO* A FUNGICIDAS DE DIFERENTE MODO DE ACCIÓN**, realizada por la alumna **Ángeles Sarahí Gabriela Alvarado Suárez**, bajo la dirección del comité asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

Director:



Dr. Ángel Rebollar Alviter

Asesor:



Dr. Santos Gerardo Leyva Mir

Asesora:


Dra. Hilda Victoria Silva Rojas

DEDICATORIA

A DIOS, por ser mi guía, mi refugio y mi fuerza en todo momento. Esta meta es fruto del esfuerzo, pero también de la fe, de creer que con tu ayuda todo es posible. Gracias por cada día de claridad en medio de la duda, por sostenerme en los momentos de cansancio, y por acompañarme incluso en silencio.

A mis padres, Cesareo Alvarado Romero y Gabriela Mercedes Suárez Mendoza, lo más valioso que tengo en la vida, quienes desde siempre me han brindado todas las oportunidades para salir adelante, me han inculcado la cultura del trabajo, esfuerzo y estudio este logro es un fruto de su inmenso amor, dedicación y sacrificio. Su dedicación, apoyo y comprensión son el regalo más valioso que Dios me ha dado.

A mis hermanos Jorge, Sebastián y Adrián Alvarado, este título, también lleva su nombre, ya que sin ustedes muchos de los obstáculos y tropiezos no hubieran sido superados. Esta tesis es el testimonio del esfuerzo y amor que ustedes me han brindado.

A mi compañero de vida Luis David Ramírez, al igual que mi familia fuiste pieza clave, me levantaste y centraste cada vez que caía, siempre con amor y paciencia.

A mí, que, a pesar del cansancio, las dudas y los momentos difíciles, decidí seguir adelante. A quien soñó con este momento y trabajó cada día para alcanzarlo, incluso cuando parecía lejano.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por sostenerme cuando sentí que todo se venía abajo, por darme calma en medio del caos, agradezco profundamente por ser mi fuente de sabiduría, fortaleza y guía en cada paso de mi vida, no hay palabras suficientes para expresar la gratitud que siento por haber llegado hasta aquí de tu mano, fuiste mi refugio en los días difíciles, mi aliento cuando pensé en rendirme, y mi compañía silenciosa en cada madrugada de trabajo, hoy, al cerrar esta etapa, solo puedo decirte gracias... porque sin Ti, nada de esto habría sido posible.

A mis padres, nunca será nada suficiente para expresar el agradecimiento que tengo para ustedes, han sido mi más grande inspiración y sostén a lo largo de toda la vida, y este logro no fue la excepción. Gracias, mamá por la fortaleza necesaria, por todas las veces que has orado a Dios por mí, por enseñarme a nunca rendirme, por tus palabras de aliento, por tu ejemplo de mujer que se supera y por impulsarme a superarme todos los días. Gracias, papá por demostrarme que con trabajo, dedicación y esfuerzo todo es posible, gracias porque con tu ejemplo me inculcaste el valor del trabajo honesto y la importancia del compromiso y dedicación. Gracias a los dos por transmitirme todo lo necesario para hoy culminar esta tesis sobre todo por siempre ser un ejemplo de constancia, responsabilidad y amor incondicional.

Agradezco **a mis hermanos**, quienes han sido ejemplo, refugio, consuelo y fuerza a lo largo de este camino, gracias por ser una fuente constante de alegría y fortaleza, sin ustedes este camino hubiera sido mucho más difícil, gracias por nunca dejarme caer, gracias por siempre procurar a su hermanita que siempre los va a necesitar. Este logro es de todos como familia, porque cada paso que di estuvo acompañado por su presencia en mi vida.

Agradezco **al amor de mi vida**, por su amor incondicional, por su apoyo en los momentos de dificultad, por enseñarme que todo tiene un propósito y motivarme a salir adelante, incluso cuando todo parecía estar cuesta arriba, tus palabras de aliento, tus consejos, compañía y sobre todo tus hechos han sido mi curita al corazón en los momentos de incertidumbre y agobio.

Gracias **a mi mentor y director de tesis, Dr. Ángel Rebollar** quien con guía, paciencia y generosidad me acompañó a lo largo de este proceso. Sus consejos, experiencia, disposición exigencia y compromiso con la excelencia académica fueron y seguirán siendo fundamentales para la culminación de este trabajo y para mi formación profesional, desde el día 1 marcó mi vida, y poco a poco he aprendido a dar lo mejor de mí misma, que tengo prohibido decir no puedo y sobre todo a enfrentar los retos de la investigación con pasión y dedicación. Este logro no sería posible sin su apoyo y confianza.

A mis asesores por su apoyo, ya que con su guía, experiencia y conocimientos enriquecieron este trabajo de manera significativa, permitiéndome crecer no solamente profesionalmente si no, personalmente. Gracias por cada corrección por cada consejo y por el tiempo que me regalaron, siempre con la disposición de ayudar y ánimo de compartir sus conocimientos.

Al Doctor Dimas Mejía coordinador del programa por todas lo compartido, conocimientos, convivios, momentos especiales que nos hizo sentir en casa.

Gracias a las personas maravillosas que estoy segura Dios puso en mi camino,

Al Maestro Uriel Acosta, su acompañamiento ha sido esencial para mi formación profesional, gracias por tu dedicación, paciencia y valiosos aportes han sido un faro de guía a lo largo de mi carrera profesional. Gracias por cada sugerencia, cada enseñanza y cada momento compartido que me permitieron aprender y crecer.

A los ingenieros Natalia Ruíz y Marcos Flores, quienes con su apoyo, amistad y entusiasmo hicieron de este camino una experiencia enriquecedora y gratificante. Compartir con ustedes me ha permitido aprender el valor del trabajo en equipo, la solidaridad y la perseverancia, gracias por todo lo compartido, por las largas horas de trabajo y sobre todo por su disposición para ayudar siempre. Este logro también es suyo y me siento afortunada de haber contado con ustedes en este camino.

A mis compañeros y amigos de generación **Georgina Jiménez y Julio David Mendoza**, gracias por haber compartido conmigo esta etapa única de aprendizaje y crecimiento. Agradezco profundamente las risas, las experiencias

compartidas y el espíritu de compañerismo que siempre estuvo presente en nuestro camino. Gracias por demostrar que juntos podemos lograr más y por haber sido una parte esencial de este viaje.

A todos mis profesores que me formaron y compartieron conocimientos en esta maravillosa etapa.

A toda persona que me acompañó en este viaje, les deseo lo mejor en sus futuros proyectos y les agradezco por ser parte de mi historia.

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos personales

Nombre: Ángeles Sarahi Gabriela Alvarado Suárez

Fecha de nacimiento: 28 de mayo de 1996

Lugar de nacimiento: Morelia, Michoacán

Curp: AASA960528MMNLRN01

Técnico en Administración

Cédula profesional: 10330124

Profesión: Ingeniero agrónomo fitotecnista

Cédula profesional: 12063366

Desarrollo académico

Centro de Bachillerato tecnológico Agropecuario No. 233 “Doña Beatriz de Castillejo Inahuatzi” (2011-2014).

Instituto Tecnológico del Valle de Morelia (Tecnológico Nacional de México) (2014-2018).

En 2023 ingresó a la Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, en Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México.



ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS.....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN GENERAL.....	xix
ABSTRACT.....	xx

CAPITULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL

1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
1.2. JUSTIFICACIÓN	3
1.3. OBJETIVOS	4
1.3.1. Objetivo general.....	4
1.3.1.1. Objetivos específicos.....	4
1.4. HIPÓTESIS	4
1.5. LITERATURA	5

CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen y distribución del arándano	7
2.2. Producción mundial y nacional	7
2.3. Taxonomía	8
2.4. Descripción botánica.....	8
2.5. Condiciones ambientales.....	9
2.6. Importancia socioeconómica del arándano en México	10
2.7. Principales problemas fitosanitarios	11
2.7.1. Plagas.....	11
2.7.1.1. <i>Drosophila suzukii</i>	11
2.7.1.2. <i>Duponchelia fovealis</i>	11
2.7.1.3. <i>Argyrotaenia franciscana</i>	12
2.7.1.4. <i>Platynota stultana</i> y <i>Amorbia cuneana</i>	12
2.7.1.5. <i>Acalitus vaccinii</i> (Keifer).....	12

2.7.1.6. <i>Brevipalpus yothersi</i>	12
2.7.2. Enfermedades de mayor importancia.....	14
2.7.2.1. Pudrición de la fruta por <i>Botrytis cinerea</i> (Pers.).....	14
2.7.2.2. Pudrición por antracnosis, <i>Colletotrichum</i> spp.....	16
2.7.2.3. Tizón de tallo y muerte descendente.....	19
2.7.2.4. Marchitez vascular del arándano.....	26
2.7.2.5. Pudrición del cuello y raíz, <i>Phytophthora cinnamomi</i>	28
2.7.2.6. Pudrición carbonosa, <i>Macrophomina phaseolina</i>	29
2.8. LITERATURA	32
CAPÍTULO 3. ETIOLOGÍA DE BOTRYOSPHAERALES Y AMPHISPHAERIAEAE ASOCIADOS A PUDRICIONES DE RAIZ Y CORONA DEL ARÁNDANO EN SISTEMAS HIDROPÓNICOS	
3.1. INTRODUCCIÓN	39
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS	42
3.2.1. Área de estudio.....	42
3.2.2. Muestreo de material biológico.....	42
3.2.3. Elaboración de medios de cultivo	43
3.2.4. Aislamiento de cepas.....	43
3.2.4.1. Purificación de aislamientos.....	45
3.2.4.2. Cultivos monoconidiales.....	45
3.2.5. Caracterización morfológica de aislamientos obtenidos de raíz y corona de arándano.....	45
3.2.5.1. Caracterización cultural en medio PDA.....	46
3.2.5.2. Caracterización morfológica.....	46
3.2.5.3. Tasa de crecimiento.....	46
3.2.6. Identificación mediante reconstrucción filogenética.....	47
3.2.6.1. Extracción de DNA.....	47
3.2.6.2. Cuantificación y análisis de calidad del DNA.....	47
3.2.6.3. Reacción en cadena de la polimerasa.....	47

3.2.6.4. Limpieza de productos de PCR.....	48
3.2.6.5. Secuenciación.....	48
3.2.7. Análisis filogenético	49
3.2.8. Patogenicidad de hongos obtenidos de raíz y corona de arándano..	49
3.2.8.1. Material vegetal y condiciones del invernadero.....	50
3.2.8.2. Preparación de inóculo.....	50
3.2.8.3. Patogenicidad de aislamientos en planta.....	51
3.2.8.4. Desarrollo de Síntomas.....	52
3.2.9. Pruebas de Sensibilidad <i>in vitro</i>	53
3.2.10. Análisis de datos.....	53
3.2.10.1. Pruebas de patogenicidad.....	53
3.2.10.2. Pruebas de Sensibilidad.....	54
3.3. RESULTADOS	55
3.3.1. Aislamiento de cepas.....	55
3.3.2. Caracterización morfológica de aislamientos obtenidos de raíz y corona de arándano.....	55
3.3.3. Caracterización morfológica	62
3.3.4. Identificación mediante reconstrucción filogenética.....	84
3.3.5. Patogenicidad de hongos obtenidos de raíz y corona de arándano..	89
3.3.6. Sensibilidad <i>in vitro</i> a fungicidas.....	98
3.4. DISCUSIÓN	105
3.5. CONCLUSIONES.....	108
3.6. LITERATURA CITADA	110

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Ingredientes activos de fungicidas, dosis comercial recomendada y dosis utilizada para las pruebas de sensibilidad in vitro de Botryosphaeriaceae.	53
Cuadro 2. Aislamientos obtenidos a partir de raíz de plantas de arándano.	56
Cuadro 3. Aislamientos obtenidos a partir de corona de plantas de arándano.	58
Cuadro 4. Aislamientos obtenidos a partir de base del tallo de plantas de arándano.	60
Cuadro 5. cepas seleccionadas para caracterización morfológica, identificación molecular y pruebas de patogenicidad.	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de los estados de Michoacán, Jalisco y Guanajuato con los puntos de muestreo de los huertos comerciales de arándano, cada marcador de color verde indica cada punto muestreado.	42
Figura 2. Material vegetal muestreado para el aislamiento de hongos fitopatógenos.	43
Figura 3. Muestras representativas del material vegetal muestreado, tejidos sintomáticos (base del tallo, corona y raíz) de plantas de arándano colectadas para procesamiento y aislamiento de hongos fitopatógenos.	44
Figura 4. Proceso de inoculación con discos de micelio en plantas de arándano.	52
Figura 5. Determinación de patogenicidad de cepas <i>Fusarium</i> , plantas de arándano sumergidas en una suspensión conidial de <i>Fusarium</i> sp.	52
Figura 6. Frecuencia de aislamiento de géneros de hongos aislados de plantas de arándano con base en la caracterización morfológica.	62
Figura 7. Cepa identificada como <i>Diplodia</i> sp. (AC29). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	63
Figura 8. Cepa identificada como <i>Diplodia</i> sp. (AC32). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	64
Figura 9. Cepa identificada como <i>Diplodia</i> sp. (AT36). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	65

Figura 10. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AT39). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	66
Figura 11. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AR62). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	67
Figura 12. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AR66). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	68
Figura 13. Cepa identificada como <i>Diplodia</i> sp. (AR78). A) Parte frontal de la colonia a los 8 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 8 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 12 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 12 días después de la siembra, E) Conidios maduros.....	69
Figura 14. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AC84). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	70
Figura 15. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AR85) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros	71

Figura 16. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia</i> sp. (AT92) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.....	72
Figura 17. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AC94) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	73
Figura 18. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (AR115). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.	74
Figura 19. Cepa identificada como <i>Lasiodiplodia</i> sp. (AT161). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.....	75
Figura 20. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis rosae</i> (AT106). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	76
Figura 21. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis rosae</i> (AT138). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	76
Figura 22. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis hispanica</i> (AC142). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	77
Figura 23. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis rosae</i> (AC147). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	77
Figura 24. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis rosae</i> (AR163). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	78

Figura 25. Cepa identificada como <i>Neopestalotiopsis hispanica</i> (AR200). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	79
Figura 26. Conidios representativos de las cepas de <i>Neopestalotiopsis</i>	79
Figura 27. Aislamiento AR99 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	80
Figura 28. Aislamiento AC123 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	80
Figura 29. Aislamiento AR126 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	81
Figura 30. Aislamiento AR136 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	82
Figura 31. Aislamiento AC148 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	82
Figura 32. Aislamiento AC166 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	83
Figura 33. Aislamiento AR169 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	83
Figura 34. Aislamiento AR182 caracterizado como <i>Fusarium</i> A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.	84
Figura 35. Árbol filogenético multilocus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas del factor de elongación de la traducción 1- α ; las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4; y la β -tubulina. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con <i>Botryosphaeria parva</i> . Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color verde y gris.	86
Figura 36. Árbol filogenético multilocus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas del factor de elongación de la traducción 1- α ; las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4; y β -tubulina. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con <i>Pseudopestalotiopsis indica</i> . Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color azul y gris.	87

Figura 37. Árbol filogenético single locus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas de las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con <i>Neocosmospora solani</i> . Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color salmón y gris.....	88
Figura 38. Prueba de patogenicidad en la base del tallo de pantas de arándano con <i>Diplodia</i> sp. A) AC29, B) AC32, C) AT36 y G) AR78, <i>Lasiodiplodia theobromae</i> D) AT39, E) AR62, F) AT66, H-I) AC84, J) AR85, L) AC94, M) AR115, <i>Lasiodiplodia</i> sp. K) AT92, N-O) A161 y Control, P) Testigo.....	91
Figura 39. Longitud de las lesiones representativas de <i>Diplodia</i> sp., inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AT36 cepa menos agresiva B) AC32 cepa con mayor agresividad.	92
Figura 40. Longitud de las lesiones representativas de <i>Lasiodiplodia</i> sp., inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AT92 cepa menos agresiva B) AT161 cepa con mayor agresividad.	92
Figura 41. Longitud de las lesiones representativas de <i>Lasiodiplodia theobromae</i> , inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AR62 cepa menos agresiva B) AC84 cepa con mayor agresividad.....	93
Figura 42. Lesiones en la base del tallo de pantas de arándano con línea de color marrón rojizo claro que ascendía al tejido, evidenciando el avance del hongo dentro del tejido.	93
Figura 43. Planta de arándano inoculada con discos de micelio en la base de tallo de arándano, con la cepa AC147 identificada como <i>Neopestalotiopsis rosae</i> , sin avance en la lesión inoculada.	94
Figura 44. Planta de arándano inoculada con discos de micelio en la base de tallo de arándano, con la cepa AR200 identificada como <i>Neopestalotiopsis hispanica</i> , con significativo avance en la lesión inoculada.	94
Figura 45. Planta de arándano inoculada con discos de PDA en la base de tallo de arándano utilizadas como testigo, sin avance en la lesión realizada.....	95

Figura 46. Curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de <i>Diplodia</i> sp.	95
Figura 47. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de <i>Lasiodyplodia</i> sp.	96
Figura 48. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de <i>Lasiodyplodia theobromae</i> ...	96
Figura 49. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de <i>Neopestalotiopsis rosae</i>	97
Figura 50. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de <i>Neopestalotiopsis hispánica</i>	97
Figura 51. Aislamientos representativos de <i>Diplodia</i> sp. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AC32 y AT36 vs Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AC32 y AT36 vs Tiabendazol. E-G) AC32 y AT36 vs Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AC32 y AT36 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K) AC32 y AT36 vs Hymexazol. J-L) AC32 y AT36 vs Procloraz. M-O) AC32 y AT36 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AC32 y AT36 vs Clorotalonil. Q-S) AC32 y AT36 vs Captan. R-T) AC32 y AT36 en medio de Cultivo PDA.	99
Figura 52. Aislamientos representativos de <i>Lasiodyplodia theobromae</i> . en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AR62 y AC84 vs Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AR62 y AC84 vs Tiabendazol. E-G) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AR62 y AC84 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K) AR62 y AC84 vs Hymexazol. J-L) AR62 y AC84 vs Procloraz. M-O) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AR62 y AC84 vs Clorotalonil. Q-S) AR62 y AC84 vs Captan. R-T) AR62 y AC84 en medio de Cultivo PDA.	100
Figura 53. Aislamientos representativos de <i>Lasiodyplodia</i> sp. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-B) AT161 y AT92 vs Cyprodynil+Fludioxonil. C-D) AT161 y AT92 vs Tiabendazol. E-F) AT161 y AT92 vs Azoxystrobin+Propiconazol. G-H) AT161 y AT92 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-J) AT161 y AT92 vs Hymexazol. K-L) AT161 y AT92 vs Procloraz. M-N) AT161 y	

AT92 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. O-P) AT161 y AT92 vs Clorotalonil. Q-R)	
AT161 y AT92 vs Captan. S-T) AT161 y AT92 en medio de Cultivo PDA.....	101
Figura 54. Aislamientos representativos de <i>Neopestalotiopsis rosae</i> . en pruebas	
de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AR62 y AC84 vs	
Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AR62 y AC84 vs Tiabendazol. E-G) AR62 y AC84 vs	
Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AR62 y AC84 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K)	
AR62 y AC84 vs Hymexazol. J-L) AR62 y AC84 vs Procloraz. M-O) AR62 y AC84	
vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AR62 y AC84 vs Clorotalonil. Q-S) AR62 y	
AC84 vs Captan. R-T) AR62 y AC84 en medio de Cultivo PDA.	102
Figura 55. Crecimiento relativo (p =proporción) de las pruebas de sensibilidad a	
fungicidas de cepas de Botryosphaeriaceae <i>in vitro</i>	103
Figura 56. Crecimiento relativo (p =proporción) en las pruebas de sensibilidad a	
fungicidas de cepas de especies de <i>Neopestalotiopsis in vitro</i>	104

RESUMEN GENERAL

HONGOS BOTRYOSPHAERACEAE Y AMPHISPHAERIACEAE ASOCIADOS A RAIZ Y CORONA DEL ARÁNDANO EN HIDROPONÍA Y SENSIBILIDAD *IN VITRO* A FUNGICIDAS DE DIFERENTE MODO DE ACCIÓN

La muerte descendente y el tizón de tallo en el cultivo de arándano son enfermedades que representan una amenaza significativa para la producción mundial de arándanos. La presencia de patógenos de la familia Botryosphaeriaceae se ha reportado en Estados Unidos, China, Australia, España, Perú, República Checa, entre otros como agente causal de muerte descendente y tizón de tallo. Por lo tanto, el objetivo de esta investigación fue determinar la etiología del secamiento de ramas asociado al sistema radical de la planta de arándano en sistemas hidropónicos en el Centro de México. Se muestrearon 17 huertos comerciales de arándano, se obtuvieron 213 aislamientos, de los cuales 77 pertenecen a la familia Botryosphaeriaceae, 54 al género *Fusarium* sp., 19 a *Neopestalotiopsis*, 11 aislamientos a *Dactylonectria* sp., 10 a *Trichoderma* sp., 2 pertenecientes a *Rhizoctonia* sp., 5 oomicetes, y 35 aislamientos de otros géneros. Se seleccionaron 28 cepas para su identificación mediante reconstrucción filogenética, de los cuales 2 se identificaron como *Lasiodiplodia* sp., 4 pertenecientes a *Diplodia* sp., 7 correspondieron a *Lasiodiplodia theobromae*, 4 a *Neopestalotiopsis rosae*, 2 a *Neopestalotiopsis hispanica*, y 8 como *Fusarium* sp. Se realizaron pruebas de patogenicidad, con plantas de arándano cv. biloxi de 1 año, colocando discos de micelio con crecimiento activo a 5 cm de la corona, sellándose con Parafilm, se utilizaron discos con PDA esterilizado para los testigos. Tres días después de la inoculación (DDI) se observaron los primeros síntomas, las plantas testigo permanecieron asintomáticas, 40 DDI se reaislaron los hongos inoculados cumpliendo los postulados de Koch y confirmando mediante caracterización morfológica. Los resultados obtenidos en esta investigación no están reportados en México.

PALABRAS CLAVE: *Lasiodiplodia* sp. reconstrucción filogenética. hongos de la madera.

Tesis de Maestría en Protección vegetal, Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo

Autor: Ángeles Sarahi Gabriela Alvarado Suárez

Director de Tesis: Ángel Rebollar Alvíter

GENERAL ABSTRACT

BOTRYOSPHAERIACEAE AND AMPHISPHAERIACEAE FUNGI ASSOCIATED WITH ROOT AND CROWN OF HYDROPONIC BLUEBERRY AND THEIR IN VITRO SENSITIVITY TO FUNGICIDES WITH DIFFERENT MODES OF ACTION

Dieback and stem blight in blueberry crops are diseases that represent a significant threat to global blueberry production. The presence of pathogens from the *Botryosphaeriaceae* family has been reported in the United States, China, Australia, Spain, Peru, the Czech Republic, among others, as causal agents of dieback and stem blight. Therefore, the objective of this research was to determine the etiology of branch dieback associated with the root system of blueberry plants in hydroponic systems in Central Mexico. 17 commercial blueberry orchards were sampled, and 213 isolates were obtained, of which 77 belonged to the *Botryosphaeriaceae* family, 54 to the genus *Fusarium* sp., 19 to *Neopestalotiopsis*, 11 isolates to *Dactylonectria* sp., 10 to *Trichoderma* sp., 2 to *Rhizoctonia* sp., 5 to Oomycetes, and 35 isolates to other genera. Twenty-eight strains were selected for identification through phylogenetic reconstruction, of which 2 were identified as *Lasiodiplodia* sp., 4 belonged to *Diplodia* sp., 7 corresponded to *Lasiodiplodia theobromae*, 4 to *Neopestalotiopsis rosae*, 2 to *Neopestalotiopsis hispanica*, and 8 to *Fusarium* sp. Pathogenicity tests were carried out using one-year-old blueberry cv. Biloxi plants, placing mycelial discs with active growth 5 cm from the crown, sealed with Parafilm. Sterile PDA discs were used for the control plants. Three days after inoculation (DAI), the first symptoms were observed; the control plants remained asymptomatic. At 40 DAI, the fungi were re-isolated, and their identity was confirmed through morphological characterization, fulfilling Koch's postulates. The results obtained in this research have not been reported in Mexico.

KEYWORDS: *Lasiodiplodia* sp., phylogenetic reconstruction. wood-inhabiting fungi

Master's Thesis in Plant Protection, Department of Agricultural Parasitology,
Universidad Autónoma Chapingo

Author: Ángeles Sarahi Gabriela Alvarado Suárez

Thesis Advisor: Ángel Rebollar Alvítez

CAPÍTULO 1

1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL

El arándano es una especie nativa del hemisferio norte, perteneciente a la familia Ericáceas y al género *Vaccinium*. En la mayor parte del mundo los arándanos cultivados son de tipo alto del sur (Southern highbush); en México se han introducido variedades con bajos requerimientos de horas frío, por lo que, se adaptan perfectamente a latitudes bajas e inviernos con pocas o nulas horas frío (Carrillo et al. 2015). El arándano es cultivado en diferentes países del mundo, entre los que sobresalen Estados Unidos de América, Canadá, Perú, Chile y Polonia. Estos países tienen una producción de 180,467.67, 106,109.9, 90,220.45, 52,399.62 y 19,221.87 ton respectivamente, seguidos por España y México (FAOSTAT, 2023). En la última década la producción de arándano en México ha crecido exponencialmente con una tasa media anual de crecimiento de 28%. Para el año 2022 se reportó una producción de 80,133.49 ton y un valor de 5,214,836.70 de pesos, siendo Jalisco, Sinaloa y Michoacán los principales productores con 28,120.50 26,633.68 y 12,109.64 ton (SIAP, 2023). En México además de los altos costos de inversión que representa establecer un huerto de arándano, los productores se enfrentan a enfermedades ocasionadas por hongos fitopatógenos y oomicetos (Bautista et al. 2017), lo cual limita significativamente su producción ya que pueden aparecer semanas antes de realizar la cosecha, reduciendo la cantidad y calidad de los frutos (Sullca et al. 2019). Entre los patógenos de mayor importancia económica en arándano se encuentran especies de hongos como *Lasiodiplodia theobromae*, *Botryosphaeria dothidea*, *Neofusicoccum parvum*, *Pestalotiopsis* spp. *Neopestalotiopsis* sp., se han asociados principalmente con muerte regresiva de la planta y tizones en el tallo (Pečenka et al. 2021; Choi, 2011; Boyzo et al. 2016; Xue et al. 2018). Otros hongos como *Fusarium oxysporum*, *Dactylonectria destructans*, *Rhizoctonia* sp., así como oomicetes como *Phytophthora cinnamomi* han sido asociados a pudriciones de corona y raíz (Palmucci y Grijalba, 2009; Moya et al. 2019; Haralson et al. 2021). Recientemente se detectaron síntomas de pudrición de

corona y raíz en plantas de arándano en Guasave, Sinaloa, México, identificándose como agente causal a *Phytophthora helicoides* (Nuñez-García et al. 2024). Se han reportado en parcelas comerciales sintomatologías asociadas a *Pestalotiopsis* spp., y *Neopestalotiopsis* spp. causando daño en el follaje y canchales en el tallo (Zheng, 2023), así como *Neofusicoccum vaccinii* causante del tizón y la muerte regresiva de la planta (Zhao et al. 2022) y el complejo de *Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp., *Pythium* y *Phytophthora*, los cuales afectan las raíces y provocan pérdida de vigor en la planta ocasionando la muerte de esta (Haralson et al. 2021). La presencia de estos patógenos en conjunto o por separado han causado grandes pérdidas a nivel global, en México han sido poco estudiados por lo que, se busca mejores estrategias de manejo integrado que coadyuben para su control. Recientemente se han observado síntomas de secamiento de ramas, defoliación y marchitamiento general, principalmente asociados con *Phytophthora cinnamomi*. Sin embargo, en síntomas similares, se han encontrado hongos asociados como *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp., *Dactylonectria* spp., y otros de las familias Botryosphaeriaceae y Amphisphaeriaceae. En la actualidad no se cuenta con métodos efectivos de manejo de estas enfermedades. Por lo tanto, esta investigación se enfocó en a) caracterizar morfológicamente e identificar filogenéticamente las especies de las familias Botryosphaeriaceae y Amphisphaeriaceae asociados a raíz y corona del arándano en hidroponía y determinar su patogenicidad y b) Evaluar la sensibilidad *in vitro* de hongos asociados a pudriciones de raíz y corona frente a fungicidas de diferente modo de acción.

1.2. JUSTIFICACIÓN

La producción de arándano en México se ha expandido significativamente en los últimos 30 años posicionándose como una de las berries con mayor dinamismo económico y demanda internacional, esto gracias a los sistemas hidropónicos que han permitido optimizar el uso de recursos como agua y suelo, mejorar la calidad del fruto y extender los ciclos productivos, sin embargo, este sistema de producción no está exento de desafíos fitosanitarios, especialmente aquellos asociados a enfermedades del sistema radical, que pueden comprometer severamente la productividad y longevidad de las plantas. Ante la tendencia de este cultivo han surgido diversas enfermedades que afectan la producción y la calidad del arándano en todo el mundo, entre los patógenos emergentes asociados a estas enfermedades se encuentran hongos pertenecientes a las familias Botryosphaeriaceae y Amphispheeriaceae, conocidos por su capacidad de actuar como endófitos latentes, aunque la presencia de estos fitopatógenos, por separado o en interacción ha sido reportada en diferentes países, en México la información específica sobre su incidencia, comportamiento y manejo en arándano bajo condiciones hidropónicas es limitada, lo cual representa una brecha en el conocimiento de enfermedades del arándano lo cual limita la capacidad de los productores y técnicos para diagnosticar, prevenir y controlar adecuadamente estas enfermedades, provocando pérdidas económicas significativas. Por lo tanto, en esta investigación se enfocó en determinar la etiología de las pudriciones de raíz y corona que resultan en secamiento de ramas y tizón de tallos asociado al sistema radical de la planta de arándano en sistemas hidropónicos en el Centro de México, así como evaluar la sensibilidad *in vitro* de hongos asociados a pudriciones de raíz y corona frente a fungicidas de diferente modo de acción, para en un futuro poder orientar estrategias manejo integrado de la enfermedad.

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. Objetivo general

Determinar la etiología de las pudriciones de raíz y corona que resultan en secamiento de ramas y tizón de tallos asociado al sistema radical de la planta de arándano en sistemas hidropónicos en el Centro de México.

1.3.1.1. Objetivos específicos

1. Caracterizar y determinar la patogenicidad de los aislamientos obtenidos a partir de la raíz y corona de arándano.
2. Evaluar la sensibilidad *in vitro* de hongos asociados a pudriciones de raíz y corona a fungicidas de diferente modo de acción.

1.4. HIPÓTESIS

El secamiento de ramas, defoliaciones, marchitamiento general y tizones de tallos del arándano en el centro de México son causado por un complejo de hongos de las familias Botryosphaeraceae y Amphisphaeriaceae, los cuales presentan sensibilidad *in vitro* frente a fungicidas de diferente modo de acción.

1.5. LITERATURA

- Bautista, J. M., Posadas, L., Urbina, J., Larsen, J., and Segura, S. 2017. Colonization by mycorrhizae in the production of cranberry seedlings in nursery (*Vaccinium* spp.) cv Biloxi. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 8(3), 695-703.
- Boyzo-Marin, J., Rebollar-Alviter, A., Silva-Rojas, H. V., and Ramirez-Maldonado, G. 2016. First report of *Neofusicoccum parvum* causing stem blight and dieback of blueberry in Mexico. *Plant Disease*, 100(12), 2524-2524.
- Carrillo, R., Guerrero, J., Beraud, M. R., & Gergichevich, C. M. 2015. Colonization of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) plantlets by ericoid mycorrhizae under nursery conditions. *Ciencia e investigación agraria: revista latinoamericana de ciencias de la agricultura*, 42(3), 365-374.
- Choi, I. Y. 2011. First report of bark dieback on blueberry caused by *Botryosphaeria dothidea* in Korea. *Plant disease*, 95(2), 227-227.
- Haralson, J. C., Brannen, P. M., & Scherm, H. 2021. Survey of potential root pathogens in softwood cuttings collected from Georgia blueberry nurseries. *Plant Health Progress*, 23(1), 87-92.
- Moya-Elizondo, E. A., Doussoulin, H., San Martin, J., Ruiz, B., and Del Valle, P. 2019. First report of *Fusarium oxysporum* causing Fusarium wilt on blueberry (*Vaccinium corymbosum*) in Chile. *Plant Disease*, 103(10), 2669-2669.
- Núñez-García, P. R., Vieira, W. A., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., Marquez-Zequera, I., Márquez-Licon, G., & Tovar-Pedraza, J. M. 2024. Occurrence of *Phytophthora helicoides* Causing Root and Crown Rot of Blueberry in Mexico. *Journal of Phytopathology*, 172(5), e13403
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAOSTAT. 2025. Producción datos. (<https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize> consultado 28-06-25)
- Palmucci, H. E. P., & Grijalba, P. E. 2009. *Cylindrocarpon destructans*, causing root and rhizome rot in *Rumohra adiantiformis*. *Australasian Plant Disease Notes*, 4(1), 105-107.
- Pečenka, J., Tekielska, D., Kocanová, M., Peňázová, E., Berraf-Tebbal, A., and Eichmeier, A. 2021. First report of *Lasiodiplodia theobromae* causing decline of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) in the Czech Republic. *Plant Disease*, 105(1), 215.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. SIAP. 2025. Cierres de producción agrícola. (<https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/> consultado 01/06/2025).
- Sullca, C., Molina, C., Rodríguez, C., & Fernández, T. 2019. Detección de enfermedades y plagas en las hojas de arándanos utilizando técnicas de visión artificial. *Perspectivas*, 15, 32-39.
- Xue, D. S., Lian, S., Li, B. H., and Wang, C. X. 2018. First report of *Pestalotiopsis clavispora* causing root rot on blueberry in China. *Plant Disease*, 102(8), 1655-1655

Zheng, X., Liu, X., Li, X., Quan, C., Li, P., Chang, X., and Gong, G. 2023. *Pestalotiopsis* Species Associated with Blueberry Leaf Spots and Stem Cankers in Sichuan Province of China. *Plant Disease*, 107(1), 149-156.

Zhao, L., Sun, W., Zhao, L., Zhang, L., Yin, Y., & Zhang, Y. (2022). *Neofusicoccum vaccinii*: a novel species causing stem blight and dieback of blueberries in China. *Plant Disease*, 106(9), 2338-2347.

CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen y distribución del arándano

El arándano alto del sur *Vaccinium spp.* L., es un género de la familia de las Ericáceas, y constituyen un grupo de especies ampliamente distribuidas, el género al que pertenece el arándano se caracteriza por adaptarse a altas altitudes, básicamente por el hemisferio norte, Norteamérica, Europa central y Eurasia, además de América del sur, África y Madagascar (García et al. 2018). La mayor parte de los arándanos cultivados en el mundo son de tipo alto (highbush), sin embargo, en diferentes países alrededor del mundo se han introducido variedades mejoradas genéticamente con cruas de híbridos interespecíficos de *Vaccinium darrowii* L., conocido como arándano alto del sur (SHB), el cual tiene la capacidad de adaptación a las zonas donde el cultivo de arándano no era común hace dos décadas, incluyendo México, lo que se traduce a requerimientos bajos de horas frío además de que le permite ser cultivado en latitudes bajas e inviernos con pocas o nulas horas frío, lo anterior ha sido fundamental para esta expansión debido a la alta productividad (Bautista et al. 2017; Fang et al. 2020), es una especie diploide (2n) de hoja perenne (Maldonado, 2016).

2.2. Producción mundial y nacional

La industria de este cultivo se ha desarrollado en prácticamente todo el mundo y algunos de los países que sobresalen en la producción son: Nueva Zelanda, Australia, Polonia, Rusia, Ucrania, España, Alemania, Chile, Argentina, Uruguay, Perú, México, Estados Unidos, Canadá, China, entre otros (Rivadeneira et al. 2011); sin embargo, los principales países son Estados Unidos con 172,870.34 toneladas, Canadá 103,815.83 toneladas, Chile 50,010.39 toneladas, Perú 35,644.7 toneladas, Polonia 17,750.21 toneladas, España 17,001.81 toneladas y México 14, 007.96 toneladas (FAOSTAT, 2022).

De acuerdo con el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) en México el cierre de producción de arándano en 2022 fue de 48,998.58 toneladas con un valor de 2,713,811.09 pesos y los principales estados productores son Jalisco, Sinaloa, Michoacán, Baja California y Colima, con una producción de 32,605.24 toneladas; 13,240.65 toneladas; 11,966.14 toneladas; 5,370.63 toneladas y 1986.51 toneladas respectivamente (SIAP, 2022). En Michoacán, los principales municipios productores son: Salvador Escalante con 2,954.24 toneladas; Tangancícuaro con 1,895.00 toneladas; Los Reyes con 1,471.00 toneladas; Tingüindín con 1,368.01 y Ario con 849.75 toneladas (SIAP, 2022).

2.3. Taxonomía

De acuerdo con el Sistema Integrado de Información Taxonómica (ITIS), el arándano se clasifica de la siguiente manera:

Dominio: Eucariota

Reino: Plantae

Filo: Tracheophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Ericales

Familia: Ericaceae

Género: *Vaccinium*

Especie: *Vaccinium corymbosum* L.

2.4. Descripción botánica

La planta se considera un frutal, arbustivo, perenne, de porte mediano con altos requerimientos de horas frío, sin embargo, desde el siglo XX se han introducido nuevas variedades mediante programas de hibridación que tienen como objetivo adaptar el cultivo de arándano en diferentes regiones con nuevas y mejoradas características, como vigor, resistencia a enfermedades, entre otras. Los cultivares en México son un híbrido de *V. corymbosum* L. x *V. darrowii* Camp., este híbrido tiene un requerimiento de 1.0 horas frío, En México la variedad más

cultivada es Biloxi, la cual se caracteriza por tener un hábito de crecimiento erecto y vigoroso, además de ser muy productiva (Cabezas-Gutiérrez y Peña-Baracaldo, 2012; Carrera, 2012; Cortés-Rojas et al. 2016).

Raíces: las plantas de arándano de tipo alto tienen 2 tipos de raíces principales, raíces de almacenamiento y anclaje, la cual tiene un diámetro de aproximadamente 1 cm y las raíces finas, filiformes de tan solo 50 μm , las cuales son las responsables de la absorción de nutrientes. Las raíces de arándano están desprovistas de pelos radicales (Gough, 1993). Tienen un aspecto fibroso y se distribuyen superficialmente, lo que las vuelve dependientes de una provisión constante de humedad (Gordó, 2008).

Tallo: la planta de arándano presenta un pequeño tallo subterráneo, llamado corona; es recto, cuadrangular y muy ramificado. Las ramas pequeñas son angulares y cilíndricas, sin pelillos a densamente pubescentes (Chandra, 2018).

Hojas: son alternas con pecíolos cortos. Las especies domésticas poseen hojas caedizas. Durante el otoño las variedades ojo de conejo y alto, desarrollan una coloración rojiza (Gordó, 2008).

Flores: Son axilares o terminales, se encuentran en racimos de 6 a 10 en cada yema, tiene una corola de color blanco con un tono rosáceo dependiendo de la variedad, la flor está compuesta por 4 a 5 pétalos en forma de campana fusionados con 8 a 10 estambres con anteras aristadas o no, tiene ovario ínfero de 4 a 10 lóculos, la forma de la flor favorece la polinización por abejas frente a la autopolinización (Gough, 1994; Kim et al. 2015).

Fruto: El fruto es una falsa baya esférica de color azul oscuro a negro, su tamaño es muy variable debido a las diferentes condiciones climáticas, variedades y manejo. La epidermis del fruto está cubierta por secreciones cerosas que le dan un aspecto muy atractivo. Se les atribuye un alto valor medicinal y nutricional, convirtiéndolo en una especie de gran interés económico (Retamales y Hancock, 2012).

2.5. Condiciones ambientales

El arándano se cultiva en un rango de 600 hasta 2 500 msnm en todo el mundo. La planta de arándano durante el otoño en climas fríos presenta un periodo de

dormancia debido a la presencia de bajas temperaturas y fotoperiodo corto (Álvarez et al. 2019), por lo que requiere cierto número de horas frío (de 150 a 800 en arándano tipo arbusto alto del sur, de 800 a 1200 para el tipo arbusto alto del norte y de 300 a 600 en variedades tipo ‘ojo de conejo’) para la iniciación floral y crecimiento de hojas en la primavera (Retamales y Hancock, 2012).

A nivel mundial, la producción de frutillas como el arándano ha sido de suma relevancia económica, en México han desarrollado proyectos de diversificación de cultivos, incluido el estado de Michoacán buscando variedades que se adapten a condiciones con características climáticas óptimas en diferentes periodos estacionales de producción con el objetivo de mejorar la rentabilidad (Álvarez-Bravo et al. 2019). El arándano por su alto valor, potencia la rentabilidad de pequeñas superficies y es viable integración de pequeños productores y se cultiva desde los 600 hasta 2 500 msnm (Paredes 2010; FIRA, et al. 2016). En México se han introducido variedades con bajo o nulo requerimiento de horas frío y se adaptan a la mayoría de los microclimas (Salgado et al. 2018; Álvarez-Bravo et al. 2019).

2.6. Importancia socioeconómica del arándano en México

El arándano es una de las especies de reciente introducción en la cadena agroalimentaria en México, su producción y consumo se remonta al año 1996, y en la última década ha tenido un crecimiento de más de 800% en su producción, debido a que Estados Unidos tiene un consumo anual per cápita de aproximadamente 720 gramos, de los cuales 270 gramos son congelados y 550 arándanos frescos (Cruz, 2018; Pérez, 2018). Actualmente México es uno de los principales productores de arándano en el mundo situándose en el quinto lugar con 66,846.62 toneladas con un valor de 4,613,447.49 pesos (SIAP, 2023). La agricultura con respecto al arándano en México concentra a más de 20 empresas exportadoras, que en su mayoría son transnacionales que contratan arriba de cuatro mil pequeños productores (Aneberries, 2017). Por otra parte, la producción de arándano es una de las principales actividades económicas en nueve estados de la República Mexicana: Baja California, Colima, Guanajuato, Jalisco,

Michoacán, México, Puebla, Sinaloa y Sonora. De esta manera del total de la producción nacional, el 75% se concentra en los estados de Jalisco, Baja California y Michoacán (SIAP, 2024).

2.7. Principales problemas fitosanitarios

2.7.1. Plagas

En las distintas zonas productoras de arándano en México se han reportado problemas fitosanitarios, incluyendo ácaros e insectos plaga tales como:

2.7.1.1. *Drosophila suzukii*

(Díptera: Drosophilidae), puede atacar los frutos de un amplio rango de hospederos tanto cultivadas como silvestres. Entre los frutos más destacados se reportan: higo, mora, arándano, entre otros (SENASICA, 2021). *D. suzukii* es una plaga que causa severos daños a las frutas de epidermis delgada incluido el arándano, el daño ocasionado por la especie es principalmente ocasionado por las hembras, que con ayuda de su ovopositor dentado y esclerosado rasgan y ovipositan en los frutos inmaduros lo que ocasiona un aumento de la presencia de larvas al momento de la cosecha (Santadino et al. 2015; García-Ávila et al. 2016; SENASICA, 2021).

2.7.1.2. *Duponchelia fovealis*

(Lepidóptera: Crambidae), esta plaga exótica fue reportada por primera vez en 2019 como un agente nocivo que afectaba los cultivos de fresa (Jaraleño-Teniente et al. 2024; NCBI, 2025) *D. fovealis* Zeller es una plaga polífaga que se alimenta de al menos 73 especies de plantas hospedantes, incluyendo el arándano. En las plantas infectadas se pueden observar hojas manchadas, perforadas, marchitas y pálidas, con baja productividad e incluso muerte prematura, en etapas larvarias avanzadas, pueden perforar la corona de la planta, interrumpiendo la circulación de nutrientes, *D. Fovealis* puede comportarse como defoliador, frugívoro, barrenador, rizófago y saprófago (Da costa et al. 2020; Rodríguez-Vazquez et al. 2023; Jaraleño-Teniente et al. 2024).

En México se ha reportado en el cultivo de arándano en los estados de Aguascalientes y Sinaloa (Rosales-Escareño et al. 2021; Rodríguez-Vazquez et al. 2023).

2.7.1.3. *Argyrotaenia franciscana*

(Lepidóptera: Tortricidae), es una plaga de importancia económica en México por lo que se han establecido estrategias de vigilancia epidemiológica fitosanitaria para prevenir su introducción y establecimiento en el territorio nacional, actualmente es una plaga presente en el estado de Baja California y está sujeta a control oficial. Los Daños en arándano suelen ocasionarlos los primeros instares larvales y ocasionan síntomas como enrollamientos en las hojas (SENASICA, 2019).

2.7.1.4. *Platynota stultana* y *Amorbia cuneana*

(Lepidóptera: Tortricidae) que poseen el hábito de alimentarse del follaje, lo que ocasiona como síntoma principal el enrollamiento del follaje, producir una especie de seda y resguardarse en él mientras se alimentan, recientemente en México se han reportado en los estados de Jalisco, Michoacán, Guanajuato y Puebla *Platynota stultana* en el cultivo de arándano (Ruíz-Galván et al. 2022).

2.7.1.5. *Acalitus vaccinii* (Keifer)

(Trombidiformes: Eriophyidae), conocido como ácaro de los brotes del arándano es una plaga que provoca graves daños en las yemas y en los niveles de cosecha, es un ácaro blanco y mide alrededor de 200 micras, el principal daño ocasionado por *A. vaccinii* es la pérdida de brotes a causa de la alimentación del ácaro, los frutos afectados se tornan rugosos y con malformaciones; en el pedúnculo de este se puede observar una especie de ampolla de color rojizo. El resultado de una infestación severa es la pérdida de frutos y defoliación de la planta (Cromroy et al. 2017).

2.7.1.6. *Brevipalpus yothersi*

(Trombidiformes: Tenuipalpidae), es considerado uno de los ácaros más importantes, que causa daños económicos en el cultivo de arándano,

recientemente se sugirió que es vector del virus de la mancha verde del hibisco 2. *B. yothersi* se alimenta de tallos hojas y frutos, insertando sus quelíceros en el tejido, durante la alimentación la savia y la saliva se mezclan y de esta manera es succionado por el insecto. Los síntomas asociados a las lesiones ocasionadas por el ácaro van desde manchas marrones necróticas en las hojas, parches resinosos en las hojas con hojas opuestas, oscurecimiento del tallo, formación de agallas, parches marrones en la superficie de la fruta, bandas corchosas en forma de anillos alrededor de la fruta hasta defoliación (Akyazi et al. 2017). Los áfidos son considerados una plaga importante en las zonas productoras de arándano ya que son transmisores de virus, principalmente *Ericaphis scamelli* (Mason) e *Illinoia pepperi*, *yothersi* pertenecientes (Hemiptera: Aphididae) ambos son transmitidos de manera no persistente. Con sus partes bucales adquieren partículas del virus y pueden transmitirlas a la planta durante aproximadamente 15 minutos. La transmisión suele ocurrir entre los meses de mayo y agosto durante la floración, sin embargo, aunque la planta ya este infectada, los síntomas de la transmisión del virus pueden presentarse de uno a tres años más tarde (Schilder et al. 2021). Así mismo las ninfas y adultos ocasionan daños al extraer los nutrientes de la planta, alterando el balance de hormonas de crecimiento, esto se ve reflejado en enrollamiento de hojas, disminución del proceso fotosintético, debilitamiento de la planta y por consecuencia reducción de producción. Las primeras poblaciones de estos pulgones son encontradas en el envés de las hojas y en brotes jóvenes de las plantas de arándano produciendo grandes cantidades de melaza pegajosa (Petrović-Obradović et al. 2018).

La expansión del cultivo de arándanos en los últimos años ha promovido diversas enfermedades que amenazan la calidad y cantidad de la producción, causando pérdidas significativas a la industria del arándano entre las principales enfermedades se encuentra la pudrición de la fruta causada por *Botrytis cinerea*, *Alternaria* y *Colletotrichum* (Neugebauer et al. 2024). *Pestalotiopsis clavispora* fue identificada como la principal causa del tizón de las ramas del arándano en algunas zonas productoras de china (Borrero et al. 2018; Zheng et al. 2023). Tizón del tallo, asociado principalmente a la familia Botryosphaeriaceae

(conocido como muerte regresiva) causado por hongos patógenos como *Botryosphaeria* y *Neofusicoccum* spp., *Lasiodiplodia* y *Diaporthe* (Choi, 2011; Boyzo et al. 2016; Pečenka et al. 2021; Ru et al. 2023), como causante de cancro y muerte regresiva de ramas. Pudrición de tallo y de raíz causado por *Macrophomina phaseolina* (Fang et al. 2022).

2.7.2. Enfermedades de mayor importancia

2.7.2.1. Pudrición de la fruta por *Botrytis cinerea* (Pers.)

Botrytis posee un amplio rango de hospedantes y considerado uno de los problemas fitosanitarios más importantes en el cultivo de arándano en ya que ocasiona pérdidas económicas considerables en pre y post cosecha nivel global (Tacca et al. 2022; Abbey et al. 2024). El género *Botrytis* pertenece al orden Helotiales, familia Sclerotiniaceae y al phylum ascomycota (NCBI, 2024). El moho gris causado por *Botrytis cinerea* es una importante enfermedad fúngica de poscosecha en arándanos ampliamente distribuida (Saito et al. 2016; Jiang et al. 2022).

Síntomas

B. cinerea causa tizón de la flor durante la floración y pudrición del fruto durante la manipulación y el almacenamiento poscosecha (Saito et al. 2016). El primer síntoma visual de la enfermedad durante una temporada de crecimiento es el tizón de la flor (Neugebauer et al. 2024), generalmente durante la floración los pétalos senescen y se vuelven susceptibles a la infección (lo ideal es que el pétalo caiga de la flor después de la polinización, pero antes de que se produzca la senescencia).

Biología y epidemiología

Botrytis sobrevive principalmente entre temporadas en el suelo sobre los restos vegetales, materia orgánica y en forma de: micelio, sobre la corteza y yemas latentes; conidios, los cuales son la principal fuente de inóculo y por lo tanto son los que producen la epidemia y microesclerocios, los cuales permanecen sobre las ramas o frutos momificados, además de poder persistir en el suelo durante

varios años, de esta manera los esclerocios en la superficie del suelo se consideran la unidad infectiva más importante de *Botrytis* para la infección en primavera (Vercesi, 1991; Pande et al. 2006; Bernal, 2009). Los conidios son el inóculo primario de *Botrytis*, estos tienen la capacidad de germinar en agua libre o cuando la humedad relativa es superior al 93%, posterior a la penetración inicial el patógeno mata el tejido hospedante circundante y establece una lesión primaria (Neugebauer et al. 2024). A medida que la lesión crece, se macera más tejido hospedante, después el hongo coloniza el tejido necrótico y esporula para producir inóculo para futuras infecciones, así mismo, *Botrytis* puede sobrevivir sobre maleza constituyendo fuentes potenciales de inóculo (Vercesi, 1991; Pande et al. 2006; Bernal, 2009; (Neugebauer et al. 2024),). Las condiciones favorables para el desarrollo de la enfermedad son de 12 a 30 °C, con un rango óptimo de 15 a 20 °C y humedad relativa (HR) >90 %, acompañados de precipitación previa a la floración entre 11 y 30 días (Bernal, 2009; Elad, 2016). Sin embargo, *Botrytis* puede crecer en temperaturas apenas por encima del punto de congelación, lo que la hace especialmente problemática durante postcosecha (Bristow et al., 2017). Bajo condiciones favorables los conidios se dispersan sobre el cultivo por el viento o salpique de la lluvia infectando de esta manera las flores y posteriormente la fruta puede ser infectada por el micelio que permanece en los pétalos, sépalos o bien otras frutas enfermas que permanezcan adheridas a la planta (Bernal, 2009).

Manejo integrado

El control de *Botrytis* debe ser únicamente preventivo, por lo que se recomienda la utilización de variedades resistentes, así como proporcionarle a las plantas una nutrición balanceada evitando los excesos y deficiencias de nitrógeno además de una adecuada aireación, así como reducir los niveles de humedad y la cantidad de rocío en tejidos vegetales susceptibles, la reducción de la densidad de plantación pueden ayudar a mejorar las condiciones ambientales y limitar el desarrollo del moho gris, el uso de una cubierta de polietileno en suelo también suele suprimir el desarrollo de *Botrytis* (Elad, 2016;). Los agentes de control biológico *Bacillus subtilis* y *Aureobasidium pullulans* pueden suprimir eficazmente

el desarrollo de la enfermedad de *Botrytis*, así mismo a combinación de biofungicida, la aplicación de agentes de control biológico como *Trichoderma* han demostrado poder reducir hasta en un 50% el uso de fungicidas químicos (Bernal, 2009). Herramientas químicas como Iprodiona, Ciprodinil en combinación con fenhexamid, fenbuconazole, han demostrado tener un buen control en el manejo de *Botrytis* al ser aplicados desde la primera floración (Bernal, 2009; Abbey et al. 2020; Beckerman et al. 2023).

2.7.2.2. Pudrición por antracnosis, *Colletotrichum* spp.

La antracnosis causada es causada por especies de los complejos de especies *Colletotrichum acutatum* y *C. gloeosporioides*., siendo una de las enfermedades más importantes y de amplia distribución geográfica en el cultivo de arándano (Miles and Schilder, 2008; Liu et al. 2020; Miles and Hancock, 2022), De acuerdo con la literatura *C. gloeosporioides* y *C. acutatum* han sido previamente identificados como los principales agentes causales de la antracnosis del arándano en diferentes países del mundo *C. gloeosporioides* infecta flores y tallos, mientras que *C. acutatum* infecta frutos (Neugebauer et al. 2024). El género *Colletotrichum* pertenece al orden Glomerellales, familia Glomerellaceae y al phylum ascomycota (NCBI, 2024). *Colletotrichum* cultivado en Agar Papa Dextrosa (PDA) tiene un aspecto algodonoso con micelio aéreo gris y con masas de conidios de color naranja pálido; al reverso, la colonia posee un color rosa-rojizo, los conidios son hialinos, de forma fusiforme a elíptica y guttulados de $12,2 \pm 1,2 \times 4,17 \pm 0,3 \mu\text{m}$ (Castro et al. 2023), conidióforos poco desarrollados. setas escasas, especialmente en medio de cultivo células conidiogénicas cilíndricas, ligeramente agrupadas, apresorios escasos, de $6.5 \text{ a } 11 \times 4.5 \text{ a } 7.5 \mu\text{m}$, clavados a circulares, claro brillante a café oscuro, sobre tejido vegetal los conidios se forman en acérvulos, mientras que en medio de cultivo se forma sobre el micelio aéreo (Damm et al. 2012). Con la caracterización molecular del patógeno y el desarrollo de la secuenciación de ADN en las últimas décadas, recientemente se ha utilizado una combinación de características morfológicas y filogenia multilocus para identificar especies de *Colletotrichum*. Para la identificación molecular se amplifican por PCR, el espaciador transcrito interno (ITS), el

gliceraldehído 3-fosfato deshidrogenasa (GAPDH), la actina (ACT), la quitina sintasa 1 (CHS-1) y la β -tubulina (TUB) (Liu et al. 2020; Castro et al. 2023).

Síntomas

Colletotrichum tiene la facultad de infectar, raíces, hojas, flores y frutos; causando pudrición de la corona y raíz, enrollamiento foliar, defoliación, tizón de la flor y pudrición del fruta (SENASICA) los síntomas en hojas y tallos comienzan en el margen de la hoja, acompañado por un halo rojo en la unión de la zona de avance, en el centro de la mancha enferma se puede observar una coloración gris oscuro que se expande irregularmente al paso del tiempo, posteriormente se desarrolla el tizón sobre la hoja rodeado de un halo clorótico. Los tallos enfermos presentan manchas negras irregulares desde la base del tallo para después marchitar toda la rama (Liu et al. 2020), Los frutos infectados pueden permanecer latentes y no causar la enfermedad hasta después de la cosecha, en la superficie de la fruta podrida suelen aparecer gotitas distintivas de masas conidiales de color salmón (los síntomas se observan como zonas hundidas y marchitas) (Wharthon and Schilder, 2008; Gillet and schilder, 2009).

Biología y epidemiología

Colletotrichum spp. es un parásito facultativo asexual (anamorfo), produce acérvulos en el tejido del hospedante, además en su estado sexual (teleomorfo) es conocido por su capacidad para ocasionar enfermedades graves (Ajay, 2014). El patógeno prefiere un entorno cálido y húmedo, sin embargo, la temperatura óptima para producir infección es de 12 a 27 °C, un pH de 6.5 a 7 y un periodo de humedad sobre las hojas de aproximadamente 12 horas continuas (Gillet and Schilder, 2009; Ajay, 2014). Las especies del complejo de *Colletotrichum* hibernan en forma de micelio sobre los tejidos vegetales, posteriormente los conidios se forman cuando las temperaturas superan los 11 °C y se dispersan por las gotas de lluvia o riego por aspersión provocando una infección secundaria en la fruta adyacente y otros tejidos de la planta, lo que provoca la muerte regresiva del tallo y el tizón de la flor, de esta manera la el pico de liberación de esporas ocurre durante el período de floración, lo que resulta en infecciones de

flores, ovarios y frutos inmaduros, una vez ocasionada la infección y al no haber más las condiciones adecuadas para su desarrollo, *Colletotrichum* pasará el invierno en los tejidos vegetales muertos y latentes para servir como fuente de inóculo el año siguiente (Miles and Schilder, 2008; Miles et al., 2013; Ajay, 2014; Milholland et al., 2017; Waller et al. 2018; Waller et al., 2023). En arándano *Colletotrichum* utiliza hemibiotrofia intracelular, es decir, una estructura de infección primaria penetra en el hospedante, que luego coloniza el tejido con hifas primarias y secundarias, lo que resulta en necrosis (Neugebauer et al. 2024).

Manejo integrado

Las estrategias de control preventivo son importantes, por lo que se recomienda seleccionar variedades resistentes, utilizar riego localizado, espaciamiento tradicional entre plantas de arándanos altos en hileras ha variado de 1.2 a 1.35 m (la exposición de la fruta a la luz solar disminuye la incidencia y la severidad de las pudriciones de la fruta en los cultivos frutales), saneamiento para promover el flujo de aire y cosecha oportuna. La antracnosis se debe prevenir en dos fases críticas: antes y después de la cosecha, la aplicación de fungicidas preventivos (cobre, azufre, pyraclostrobin o cyprodinil + fludioxonil) desde la brotación hasta la cosecha, en particular entre la floración y la fruta verde (cada 7 a 10 días durante el período previo a la cosecha) (Moore et al., 1993; Miles and Schilder, 2008; Vander; Weide et al., 2020; Adaskaveg et al., 2022; Neugebauer et al. 2024). Los fungicidas multisitio que incluyen ziram, boscalid, pydiflumetofen, penthiopirad, captan, entre otros, pueden ser una herramienta importante para el manejo de la resistencia a los fungicidas (Wise et al., 2022; Sial et al., 2023; FRAC, 2024; Neugebauer et al. 2024). Además, existen alternativas como biopesticidas para el control de antracnosis como *Bacillus subtilis*, *Streptomyces lydicus*, *Aureobasidium pullulans*, aceite de árbol de té, extracto de *Reynoutria sachalinensis*, estos se podrían integrar con fungicidas sintéticos para un programa de manejo integrado, sin embargo, es importante leer cuidadosamente la etiqueta para detectar posibles incompatibilidades (Neugebauer et al. 2024).

2.7.2.3. Tizón de tallo y muerte descendente

En los últimos años los síntomas de tizón del tallo y muerte descendente han ido en aumento ya que reducen significativamente longevidad y productividad de las plantas. (Blagojević et al. 2024; Martino et al. 2024). Diversas especies de hongos han sido reportadas en diferentes partes del mundo como aparentes agentes causales, siendo patógenos de la familia Botryosphaeriaceae, *Diaporthe vaccinii*, *Neofusicoccum parvum*, *Botryosphaeria dothidea*, *Lasiodiplodia theobromae*, *Pestalotiopsis* y *Neopestalotiopsis clavispora*, las especies aisladas con mayor frecuencia de plantas de arándanos (Espinoza et al. 2008; González et al. 2012; Ling, 2016; Jevremović et al. 2022, Ru et al. 2022; Kein-Gordon et al. 2023; Zheng et al. 2023; Martino et al. 2024).

Síntomas

Los síntomas de tizón de tallo y muerte descendente manifiestan una amplia gama de síntomas, incluyendo: necrosis apical, disminución del vigor, manchas en las hojas y muerte de ramas, lo que exacerba la disminución del rendimiento, al inicio de la infección las lesiones comienzan a expandirse en las ramas jóvenes, matando los tallos y progresivamente toda la planta, hojas infectadas desarrollan manchas que se agrandan hasta 1 cm y producen cuerpos fructíferos asexuales, en condiciones ambientales ideales el hongo continúa desplazándose hacia abajo a través del tallo a una velocidad promedio de 5,5 cm en 2 meses, matando las ramas principales y, a menudo, plantas enteras, en los tallos de más de 2 años, por debajo de los síntomas de marchitamiento, se puede observar necrosis interna y externa de la madera, desencadenando bloqueo del sistema vascular, la reducción de las translocaciones de agua y nutrientes y finalmente apoplejía en ramas provocando síntomas similares al estrés por sequía (Xu et al. 2015; Belair et al. 2023; EPPO, 2024; Blagojević et al. 2024; Martino et al. 2024). En el caso de los Diaporthales y Botryosphaeriales se consideran endófitos o patógenos latentes, lo que les permite coexistir dentro de sus hospedantes sin causar daño inmediato, el cambio del endofitismo a la patogenicidad está regulado por la interacción íntima entre la fisiología del hospedante y la fisiología fúngica, y cada una de estas variables, a su vez, está fuertemente influenciada

por el clima y por la presencia de otros organismos , es decir, durante períodos de estrés, el patógeno pasa de un estado latente a un estado activo (Martino et al. 2024; Möller et al. 2025).

Durante los últimos 10 años ha aumentado la incidencia y la severidad de las enfermedades causadas por hongos Botryosphaeriaceae, así mismo hasta ahora no existen reportes de la interacción de Botryosphaeriaceae en arándano, sin embargo, la vid es el hospedante mejor estudiado de Botryosphaeriaceae, con alrededor de 93 asociaciones hospedante-patógeno reportadas (Silva-Valderrama et al. 2024; Mölle et al. 2025; Rhouma et al. 2025). La infección comienza mediante la colonización a través de heridas, generalmente ocasionadas durante las podas, deficiencia de nutrientes o lesiones mecánicas como endófito (Úrbez-Torres, 2011).

La capacidad para causar enfermedad depende de la producción de un complejo bioquímico de efectores con propiedades de defensa e inducción de necrosis (enzimas degradantes de la pared celular como enzimas activas en carbohidratos, metabolitos secundarios, peptidasas y proteasas), para alterar la fisiología de la planta mediante la utilización de proteínas extracelulares, polisacáridos secretados y ésteres jasmónicos (Belair et al. 2023). Mientras que la planta hospedera activa la síntesis de fitoalexinas, dadas las condiciones ambientales favorables como la sequía, acentuada por el cambio climático esto promueve y potencializa el desarrollo de síntomas, provocando la acumulación de ácido ferúlico dentro de la planta, por lo que el hongo lo traduce como una señalización de que indica una pérdida grave de la homeostasis metabólica del hospedante, en respuesta a la señalización percibida, el hongo convierte el ácido ferúlico en ácido vainílico lo que más adelante podría desencadenar apoplejía a través de la secreción de fitotoxinas, el debilitamiento ocasionado en la planta acompañado por los cambios metabólicos desencadenados por el estrés abiótico permite al hongo percibir una futura limitación de recursos, lo que provoca una liberación de policétidos que desempeñan el papel de factores de virulencia para la fase necrotrófica terminal. Por lo tanto, es el estado metabólico de la planta el

que parece condicionar la agresividad del patógeno para matar al hospedante, permitiendo que el hongo complete así su ciclo de vida (Khattab et al. 2023).

Biología y epidemiología

Los patógenos de la familia Botryosphaeriaceae sobreviven como picnidios o pseudotecios, además puede subsistir en diversos tejidos infectados, incluyendo troncos con cancro, ramas muertas, hojarasca o brotes marchitos (Rhouma et al. 2025). El desarrollo de la enfermedad está influenciado por las zonas climáticas, prosperando a temperaturas altas prolongadas y sequías frecuentes (Blagojević et al. 2024). La epidemiología de las enfermedades causadas por las especies de Botryosphaeriaceae presentan ciclos de vida monocíclicos u oligocíclicos ocasionando epidemias que afectan a múltiples especies de plantas, si bien estos patógenos prosperan a temperaturas extremas frecuentes y condiciones de estrés abiótico su prevalencia en áreas con mínima o ninguna lluvia plantea preguntas sobre sus estrategias de supervivencia (Liddle et al. 2019; Möller et al. 2025; Rhouma et al. 2025). Se creía que la dispersión de la lluvia era el principal medio de dispersión para las Botryosphaeriaceae, sin embargo, entornos áridos sugiere que pueden depender de sistemas de riego, rocío o el movimiento de inóculo por medio del material vegetal infectado por herramientas utilizadas en actividades de mantenimiento (Möller et al. 2025). Así mismo una importante fuente de inóculo podría estar en el material plantación durante los procesos de propagación que se llevan a cabo en viveros (Guarnaccia et al. 2022).

Manejo integrado

El manejo de las Botryosphaeriaceae en cultivos leñosos perennes implica la incorporación de manejo integrado de la enfermedad que combine diferentes medidas de control preventivo con el fin de reducir la incidencia y la severidad de la enfermedad, mediante la aplicación de herramientas para prevenir la infección o reducir el inóculo inicial, el control biológico ofrece un enfoque sostenible mediante la aplicación de microorganismos benéficos (hongos o bacterias), incluidas especies de *Bacillus*, *Trichoderma* y *Pseudomonas aeruginosa* (Billar de Almeida et al. 2020; Möller et al. 2025). De manera habitual el manejo de las

Botryosphaeriaceae implica la aplicación de fungicidas, las herramientas más comunes son fungicidas de amplio espectro como compuestos a base de cobre, estrobilurinas y triazoles (Moral et al. 2019; Reis et al. 2021; Möller et al. 2025), sin embargo, actualmente no existen herramientas químicas o cultivar resistente que pueda prevenir eficazmente esta enfermedad (Flor et al. 2019). El manejo de la enfermedad se basa principalmente en prácticas culturales preventivas comenzando por selección del sitio para evitar áreas con alta presión de enfermedades, así como la protección de las heridas de poda mediante la aplicación de fungicidas que sellen las heridas relacionadas con la poda, así como la a eliminación de tejidos muertos o infectados, saneamiento complementarios, manejo adecuado del riego con el objetivo de minimizar las fuentes de inóculo dentro del huerto (Guarnaccia et al. 2022; Ru et al. 2022; Möller et al. 2025; Rhouma et al. 2025). Los fungicidas en general han sido muy limitados en su eficacia para controlar el tizón del tallo por *Botryosphaeria* en el campo, sin embargo, premezclas de estrobilurinas y carboxamidas, han demostrado han mostrado cierto grado de protección, Un ensayo dirigido por Holland et al. 2021 mostró una eficacia significativa del tiofanato-metil para mitigar el tizón del tallo (Ru et al. 2022).

El género *Diaporthe* pertenece al orden Diaporthales, familia Diaporthaceae y al phylum ascomycota (NCBI, 2024). *Diaporthe* cultivado en Agar Papa Dextrosa (PDA) tiene un aspecto blanco y marrón claro con micelio aéreo algodonoso, con la edad la colonia se torna marrón grisáceo y producen picnidios de coloración marrón oscuro. Dentro de los picnidios de encuentran dos tipos de conidios A) conidios alfa aseptados, hialinos, fusiformes a elipsoides, biguttulados de 5,4 a 7,6 x 2,6 a 3,7 μm , B) los conidios beta hialinos, lineales de 12,60 a 17,91 x 0,81 a 1,38 μm . Las ascosporas fusiformes, bicelulares, constreñidas en la división contienen cuatro guttulados con guttulas más grandes en el centro y más pequeñas en los extremos, de 9 a 11 x 2 a 4 μm (Morales et al. 2017; Klein-Gordon et al. 2023; Li et al. 2023). Para la identificación molecular se requiere amplificar por medio de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) del espaciador transcrito interno (ITS) y porciones de los genes del factor de

elongación de la traducción 1- α (TEF), β -tubulina (TUB) e histona H3 (HIS) con los primers ITS5/ITS4, EF1-728F/EF1-986R y CYLH3F/H3-1b, respectivamente (Klein-Gordon et al. 2023).

Un estudio en Portugal reveló la presencia de diferentes especies de *Pestalotiopsis* y *Neopestalotiopsis* (Santos et al. 2022). El género *Pestalotiopsis* pertenece al orden Xylariales, familia Sporocadaceae y al phylum Ascomycota (NCBI, 2024). Algunas especies de *Pestalotiopsis* en su estado sexual (teleomorfo) pertenece al género *Pestalosphaeria* (Maharachchikumbura et al., 2014; Bragard et al. 2023). Las especies del género *Pestalotiopsis* son difíciles de diferenciar morfológicamente ya que pueden exhibir considerables similitudes morfológicas, siendo el color de las células medianas de los conidios una característica diagnóstica crucial (Zheng et al. 2023). A nivel de género la colonia en medio de cultivo PDA es aérea, blanca, algodonosa, con los bordes lobulados, al reverso de la caja la colonia se puede observar de color amarillo claro y acérvulos negros, distribuidos en círculos concéntricos después de 10 días, los conidios son fusiformes o claviformes, rectos o ligeramente curvados, de 4 a 5 células de $23.4 \times 6 \mu\text{m}$, células basales cónicas con una base truncada, hialinas, rugosas de paredes delgadas, de en promedio $6.1 \mu\text{m}$ de largo, con un apéndice oblicuo corto que se proyecta desde la base junto al punto de unión del apéndice basal; tres células medianas doliformes de 14 a $18.5 \mu\text{m}$ de largo; de 2 a 3 células apicales de en promedio $24.1 \mu\text{m}$ (González et al. 2012; Maharachchikumbura et al. 2014; Borrero et al. 2018; Fiorenza et al. 2022; Bhuiyan 2021).

Botryosphaeria sp. Pertenece al orden Botryosphaeriales y a la familia Botryosphaeriaceae, (NCBI, 2024). En medio de cultivo PDA, las colonias se caracterizan por tener un color blanco los primeros días, con la edad la colonia se torna grisácea, el micelio abundante y aéreo (Yu et al. 2012). En medio agar agua 2% con acículas de pino (Dou et al. 2017) se forman peritecios de tipo globoso con papila de 155 a $490 \mu\text{m}$, de color marrón, dentro las ascas son bitunicadas cilíndricas de 63 a 125×16 a $20 \mu\text{m}$ con 8 ascosporas cada asca, cada ascospora de tipo ovoide largo de $13,2$ a $23,7 \times 25,4$ a $41,1 \mu\text{m}$ (Choi, 2011). Asimismo, especies del género *Lasiodiplodia* sp. han sido ampliamente

reportadas causando síntomas de muerte regresiva y tizón de tallos en arándano (Rodríguez-Gálvez et al. 2020; Pečenka et al. 2021; Wang et al. 2021; Goura et al. 2024).

En México, se reportó a *Neofusicoccum parvum*, y *Lasiodiplodia* afectando al cultivo de arándano (Boyzo-Marin et al. 2016; Tovar-Pedraza y García León, 2025). El género pertenece al orden Botryosphaerales, familia Botryosphaeriaceae y al phylum Ascomycota (NCBI, 2024). En medio de cultivo MEA, la colonia crece inicialmente de color blanco, con micelio aéreo y moderadamente denso, abundante y recto, con la edad del cultivo se torna de coloración gris. En medio agar agua 2% con acículas de pino (Dou et al. 2017) se forman picnidios negros, solitarios y globosos superficiales y rara vez semi-inmersos con ostiolo en el centro, con y sin papila de 770 a 1330 μm de diámetro, parafisis hialinas, redondeadas, inicialmente aseptadas, convirtiéndose en hasta uno a seis septados cuando eran maduros, rara vez ramificados, de en promedio 88 μm de longitud y de 2 a 5 μm de ancho. Los conidios hialinos elipsoidea a ovoides con un ápice redondeado o ligeramente cónico, con la edad se vuelven marrones, con un septo en el medio y estrías longitudinales de 21 a 27 $\times$ 12 a 14 μm (Zhao et al. 2019).

Neofusicoccum sp. fue separado de *Botryosphaeria* e introducido como un nuevo género por Crous et al. (2006) basado en su estado filogenético (Zhao et al. 2022). El género pertenece al orden *Neofusicoccum*, familia Botryosphaeriaceae y al phylum Ascomycota (NCBI, 2024). En medio de cultivo MEA, la colonia crece de color grisáceo, micelio aéreo (Zhao et al. 2022). En medio agar agua 2% con acículas de pino (Dou et al. 2017), se forman picnidios solitarios, botriosos recubiertos de micelio gris de forma elipsoidal o esférico con un ostiolo central unilocular, negro de 200 a 350 μm de diámetro, sin parafisis, con conidióforos reducidos, las células conidiógenas holoblásticas, hialinas, lisas, claviformes, de 8 a 16.5 $\times$ 3 a 4.5 μm , los conidios hialinos, elipsoides a casi fusiformes, de paredes delgadas, lisos, granulados, subobtusos del ápice, truncado de base, no septado de 16 a 21.5 $\times$ 6 a 7 μm (Zhao et al. 2022).

Aunque *Pestalotiopsis* se encuentra a menudo asociado a *Lasiodiplodia* (Rodríguez-Gálvez et al. 2020), cuando se encuentra solo, los síntomas incluyen manchas necróticas en hojas y tallos, pudrición de raíces, muerte descendente e inclusive la muerte de la planta (Xue et al. 2018; Araujo et al. 2023). Los síntomas en hojas inicialmente se pueden observar desde los bordes de la hoja hasta los tejidos medios en la superficie adaxial, posteriormente las manchas se expanden de tal manera que se fusionan con otras, lo que resulta en una defoliación severa (Araujo et al. 2023). Los síntomas en tallos inicialmente se pueden observar lesiones de color marrón-rojizo que con el paso de los días se tornan rojizas (Chen et al. 2016; Borrero et al. 2018). El atizonamiento de hojas y tallos asociado con especies de *Pestalotiopsis* ha causado serios problemas en el rendimiento de arándanos causando severas pérdidas durante el desarrollo convirtiéndose en una seria amenaza para la producción (Zheng et al. 2023). Los síntomas en raíces superficialmente se pueden reflejar en clorosis en hojas y defoliación severa, en la zona radical se puede observar reducción de raíces y necrosis en las mismas, así como desprendimiento de la corteza, lo que posteriormente se traduce en la muerte de la planta (Xue et al. 2018). Otros síntomas son la aparición de lesiones necróticas en brotes jóvenes, en donde se puede observar clorosis y en las hojas de los tallos enfermos, seguido por la muerte regresiva de estos, en el follaje se pueden observar manchas foliares generalmente concéntricas (con halo bien definido) produciendo necrosis en gran parte de la hoja afectada, cuando la enfermedad es severa se puede observar que las lesiones abarcan más de un tercio de la hoja, lo que posteriormente conduce a la defoliación, en ocasiones reducción el área radical, pudrición de raíces y finalmente la muerte de la planta (Xue et al. 2018).

La principal fuente de inoculo de hongos de Amphisphaeriaceos puede provenir de tejido infectado como tallos y hojas, así como de restos de podas que permanecen en el suelo, de esta manera *Pestalotiopsis* puede sobrevivir en el suelo o sustrato durante muchos años, aún con condiciones climáticas adversas, otras fuentes de inoculo puede provenir de plantas de vivero enfermas, herramientas de vivero sin desinfectar, salpicaduras de gotas de agua y esporas

dispersadas por el viento, siendo los conidios una clave en el suministro de inóculos (Espinoza et al. 2008; Maharachchikumbura et al. 2011; González et al. 2017; Pandey et al. 2023). Hasta la actualidad se ha aislado *Pestalotiopsis* como endófitos de tejidos vegetales, permaneciendo latentes y asintomáticos hasta que la planta es sometida por un periodo de estrés prolongado en combinación de factores ambientales y la susceptibilidad de la planta, de esta manera se cree que se convierten en patógenos, sin embargo, aún se necesitan investigaciones para demostrar la relación patogénica endofítica de cada especie, ya que es probable que algunas especies tengan fases endófitas y patógenas en su ciclo de vida (Maharachchikumbura et al. 2011). De acuerdo con Maharachchikumbura et al. 2011 la infección se desarrolla en cuatro fases, cuando la espora entra en contacto con el hospedante: en la primera fase matriz mucilaginosa que recubre los conidios logra una adhesión débil. En las bases del pedicelo se produce una segunda adhesión débil, mientras que en las dos fases siguientes se produce una adhesión fuerte mediante la liberación de sustancias adhesivas fibrilares. En la tercera fase, se producen sustancias adhesivas fibrilares a lo largo del pedicelo hasta el ápice de la célula basal y, en ocasiones, se libera una cantidad menor de material fibrilar de los apéndices apicales. La cuarta fase consiste en la liberación de material fibrilar en el punto de emergencia del tubo germinal.

2.7.2.4. Marchitez vascular del arándano

Síntomas

Los síntomas se manifiestan como clorosis y quemadura de las hojas alrededor de los márgenes, necrosis en ramas y decoloración marrón de las copas de las plantas seguida por marchitez severa (Pérez et al. 2011; Moya-Elizondo et al. 2019). Otros autores reportan síntomas como marchitez general del follaje, retraso del crecimiento de las plantas, observándose en los tejidos vasculares y corticales internos de las copas de las plantas una decoloración de color marrón a naranja, ocasionando finalmente la muerte de la planta (Liu, et al. 2014).

Actualmente en México no hay información oficial de los daños que causa el género *Fusarium* en arándanos, sin embargo, la sintomatología observada en campo es similar a la reportada por otros autores en otros países. El género *Fusarium* pertenece al orden Hypocreales, familia Nectriaceae y al phylum Ascomycota (NCBI, 2024). En medio de cultivo PDA, la colonia es de coloración púrpura con micelio aéreo hialino, formas abundantes macroconidios y microconidios, los macroconidios son hialinos, ligeramente en forma de hoz con una célula basal en forma de pie, de tres a cinco septos y de 30,34 a 50,67 µm de largo por 3,22 a 4,58 µm de ancho. Los microconidios son hialinos, ovalados-elipsoides a cilíndricos, unicelulares y de 5,47 a 13,07 µm de largo por 2,25 a 3,72 µm de ancho (Moya-Elizondo et al. 2019).

Biología y epidemiología

El desarrollo de la infección comienza generalmente por las raíces, así mismo la infección se ve beneficiada por las altas temperaturas del aire y del suelo (24 °C a 30 °C), por lo que la enfermedad no prospera a bajas temperaturas del suelo es decir por debajo de los 20 °C, cuando las condiciones no son las óptimas para el desarrollo de la enfermedad, las plantas infectadas pueden permanecer sin síntomas a temperaturas más bajas (Koike et al. 2019). *Fusarium* puede sobrevivir en el suelo, plantas infectadas y raíces del hospedante, por ello se puede propagar mediante el uso de esquejes infectados u otras formas de propagación vegetativa tomadas de plantas aparentemente sanas, las especies de *Fusarium* están ampliamente distribuidas y tienen mecanismos de dispersión eficientes, por lo que también crecen en una amplia gama de sustratos (Koike et al., 2019; Haruhisa y Hyakumachi, 2004).

Manejo Integrado

Los métodos de control de especies de *Fusarium* deben estar dirigidos a excluir el patógeno, así como a reducir la cantidad y / o eficiencia del inóculo inicial, por lo que se recomienda la utilización de variedades resistentes, rotación de cultivos, mantener un balance nutricional entre Nitrógeno/Potasio, así como suelos bien drenados, desinfección del suelo o sustrato (solarización), El uso de agentes de

biocontrol (*Trichoderma harzianum*, *Streptomyces griseoviridis*, *Bacillus subtilis*), se ha demostrado que bromuconazole y procloraz, cuando se aplican al suelo, son más efectivos en reducir la incidencia de la marchitez vascular, que azoxystrobin, carbendazim y fluidioxonil (Mc Govern, 2015; Hariprasad et al. 2011; Chellemi et al. 2012; Amini y Sidovich, 2010).

2.7.2.5. Pudrición del cuello y raíz, *Phytophthora cinnamomi*

La podredumbre del cuello y raíz, causada por el hongo *Phytophthora cinnamomi*, es la principal enfermedad que afecta al cultivo de arándano a nivel mundial, y ha sido un problema importante desde hace aproximadamente 40 años (Smith, 2004).

Síntomas

Los síntomas de la podredumbre de la raíz por *Phytophthora* en campo se pueden observar cómo clorosis o enrojecimiento en hojas, así como necrosis marginal y defoliación. En general se pueden observar plantas con retraso en el crecimiento y por lo tanto con menor rendimiento (frutos de menor tamaño y calidad), además de un sistema radical debilitado y raquítico, en donde se pueden observar pequeñas lesiones en las raíces de absorción, que posteriormente se extienden hasta infectar las raíces de anclaje, en las plantas con síntomas severos se puede observar también y podredumbre de cuello y corona, muerte regresiva y frecuentemente esto resulta en la muerte de planta (Ward, 2009; Larach et al. 2009; Smith, 2004).

Bilogía y epidemiología

Phytophthora cinnamomi es un oomycete que infecta y descompone las raíces cuando los suelos son cálidos y húmedos, por lo que necesita de agua libre para sobrevivir y reproducirse. Los suelos mal drenados, o saturados por la lluvia o el riego propician un ambiente ideal para que *Phytophthora* pueda prosperar. Cuando las condiciones ambientales alcanzan niveles óptimos (20 a 32 °C, acompañados de suelos saturados), el patógeno sale de su fase de reposo (Clamidosporas) e infecta plantas susceptibles, la infección se produce cuando

P. cinnamomi, libera las zoosporas (esporas móviles) que se movilizan a través del agua, mismas que pueden desplazarse distancias considerables en suelos contaminados y penetrar las raíces de las plantas (Ward, 2009).

Manejo integrado

El manejo de la podredumbre de la raíz por *P. cinnamomi* requiere un enfoque integrado, que debe comenzar con las prácticas culturales, por lo que se recomienda la utilización de variedades resistentes y el uso de plantas sanas, evitando aquellas que tengan raíces de color gris oscuro o negro. Los fungicidas son una herramienta eficaz en la prevención, con relación a esto se ha empleado mefenoxam, fosetil aluminio, entre otros, han mostrado tener un buen control en la prevención de *P. cinnamomi*, sin embargo el control biológico es muy importante, el uso de microorganismos antagonistas como *Trichoderma* spp., y *Bacillus* spp., son una alternativa promisorio bajo condiciones de invernadero o agricultura protegida en el cultivo de arándano como biocontrol de fitopatógenos (Beckerman et al. 2023; Ward, 2013).

2.7.2.6. Pudrición carbonosa, *Macrophomina phaseolina*

La pudrición carbonosa ocasionada por *Macrophomina phaseolina*, es una enfermedad severamente destructiva en el cultivo de arándano y a una amplia gama de cultivos de importancia económica, incluidas todas las berries, (Cohen et al. 2022; de los Santos et al. 2019).

Síntomas

Macrophomina phaseolina produce una clorosis inicial del follaje, que luego da paso a una rápida pérdida de hojas. A medida que progresa la enfermedad, junto con la marchitez del follaje, se puede observar un oscurecimiento de la madera a nivel del cuello. Bajo la corteza de plantas enfermas, entre la zona del cuello y las raíces primarias, es posible visualizar pequeñas estructuras de forma esférica e irregular, denominadas microesclerocios. Estas estructuras corresponden a una masa compacta y dura de micelio que le permite al hongo resistir condiciones ambientales adversas. Este hongo produce un ablandamiento de la madera del

cuello, dañando el tejido vascular, lo que dificulta la absorción de agua. La planta finalmente se seca y muere de los (Santos *et al.* 2019).

Biología y epidemiología

Macrophomina phaseolina es capaz de formar microesclerocios que le permiten sobrevivir en el suelo durante largos periodos de tiempo, prosperando en períodos de altas temperaturas y condiciones áridas, causando la pudrición del carbón al secretar una amplia gama de enzimas y toxinas que degradan la pared celular (Cohen *et al.* 2022). En España ya se ha realizado el primer reporte de la pudrición carbonosa, en el cultivo de arándano, los antecedentes indican que el sitio en donde se detectó la enfermedad, en una temporada anterior se había producido fresa posteriormente por la formación de microesclerocios que permanecieron en el suelo y las adecuadas condiciones ambientales para su reproducción, la infección se llevó a cabo (de los Santos *et al.* 2019). El desarrollo del hongo se favorece con altas temperaturas y bajos contenidos de humedad del suelo, por lo que en verano hay una mayor incidencia y los síntomas se aprecian con más severidad, especialmente en suelos arenosos o pedregosos donde es posible alcanzar las temperaturas óptimas de crecimiento del hongo (30 y 35 °C). El hongo se disemina por riego y por el traslado de suelo infectado por labores de cultivo (Morales y Chillian, 2021).

Manejo integrado

Dado que las herramientas químicas no son efectivas para controlar la podredumbre carbonosa, el control de la enfermedad debe ser estrictamente preventivo, sin embargo, si hay antecedentes de suelos o sustrato con presencia de la enfermedad lo más recomendable es realizar buenas prácticas para eliminar la presencia del inóculo mediante solarización, aplicación de fumigantes químicos o inoculación con biocontroladores como *Trichoderma* spp., estos pueden ser aplicados al suelo antes de la plantación o a través del fertirriego o bien incorporándolos al suelo, es recomendable que la inoculación *Trichoderma* spp., se realice en primavera, ya que las condiciones de temperatura del suelo son favorables para el establecimiento del controlador biológico. *Trichoderma*

además de beneficiar a la planta posee la cualidad de capaz de alimentarse de los esclerocios. Es importante evitar el uso de cubiertas plásticas, debido a que ayudan a subir la temperatura del suelo lo que facilita el establecimiento de *Macrophomina phaseolina*. Otra buena práctica de control es realizar riegos frecuentes ya que, al humedecer constantemente el suelo, se produce un descenso de la temperatura de este (Morales y Chillian, 2021).

2.8. LITERATURA

- Abbasi, P. A., Hildebrand, P. D., Ali, S., Moreau, D. L., & Renderos, W. E. 2022. Effect of RH, Temperature, Light, and Plant Age on Infection of Lowbush Blueberry by *Sphaerulina vaccinii*. *Plant Disease*, 106(1), 297-303.
- Abbey, J. A., Percival, D., Asiedu, S. K., Prithiviraj, B., and Schilder, A. 2020. Management of *Botrytis* blossom blight in wild blueberries by biological control agents under field conditions. *Crop Protection*, 131, 105078.
- Akyazi, R., Ueckermann, E. A., & Liburd, O. E. 2017. New report of *Brevipalpus yothersi* (Prostigmata: Tenuipalpidae) on blueberry in Florida. *Florida Entomologist*, 100(4), 731-739.
- Ali, S., Hildebrand, P. D., Renderos, W. E., & Abbasi, P. A. 2021. Identification and Characterization of *Sphaerulina vaccinii* sp. nov. as the Cause of Leaf Spot and Stem Canker in Lowbush Blueberry and Its Epidemiology. *Phytopathology*, 111(9), 1560-1570.
- Álvarez, B. A., Bugarín, M. R., y Arellano, F. M. E. 2019. Acumulación de horas frío para la producción de arándano en Nayarit, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 10(SPE23), 175-185.
- Amini, J.; Sidovich, D.F. 2010. The effects of fungicides on *Fusarium oxysporum* f. sp. lycopersici associated with *Fusarium* wilt of tomato. *J. Plant Prot. Res.* 50:172-178.
- Barrau, C., Santos, B. Y Romero F., 2002: First report of leaf rust of southern high-bush blueberry caused by *Pucciniastrum vaccinii* in southwestern Spain. *Plant Disease*. 86 (10): 1178.
- Bautista, J. M., Posadas, L., Urbina, J., Larsen, J., and Segura, S. 2017. Colonization by mycorrhizae in the production of cranberry seedlings in nursery (*Vaccinium* spp.) cv Biloxi. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 8(3), 695-703.
- Beckerman, J., Palmer, C., Tedford, E., and Ypema, H. 2023. Fifty years of fungicide development, deployment, and future use. *Phytopathology*®, 113(4), 694-706.
- Boyzo-Marin, J., Rebollar-Alviter, A., Silva-Rojas, H. V., and Ramirez-Maldonado, G. 2016. First report of *Neofusicoccum parvum* causing stem blight and dieback of blueberry in Mexico. *Plant Disease*, 100(12), 2524-2524.
- Cabezas-Gutiérrez, M., and Peña-Baracaldo, F. 2012. Estimación del área foliar del arándano (*Vaccinium corymbosum*) por medio de un método no destructivo. *Revista UDCA Actualidad and Divulgación Científica*, 15(2), 373-379.
- Carrera, J. 2012. Manual práctico para la creación y desarrollo de plantaciones de arándanos en Asturias. Tresalia Comunicación. Asturias.
- Carrillo, R., Guerrero, J., Beraud, M. R., & Gergichevich, C. M. (2015). Colonization of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) plantlets by ericoid mycorrhizae under nursery conditions. *Ciencia e investigación agraria: revista latinoamericana de ciencias de la agricultura*, 42(3), 365-374.
- Chandra, G.J. 2018. Characteristics of in vitro- and ex vitro- propagated Blueberry plants at morphological, chemical and Molecular levels. Thesis for obtaining

- the 41-degree Dr in philosophy. Department of Biology Memorial University of Newfoundland.
- Chellemi, D.O.; Wu, T.; Graham, J.H.; Church, G. 2012. Biological impact of divergent land management practices on tomato crop health. *Phytopathology*. 102(6):597-608.
- Choi, I. Y. 2011. First report of bark dieback on blueberry caused by *Botryosphaeria dothidea* in Korea. *Plant disease*, 95(2), 227-227.
- Cortés-Rojas, M. E., Mesa-Torres, P. A., Grijalba-Rativa, C. M., and Pérez-Trujillo, M. M. 2016. Yield and fruit quality of the blueberry cultivars Biloxi and Sharpblue in Guasca, Colombia. *Agronomía Colombiana*, 34(1), 33-41.
- Cruz, O. A. P. 2018. Análisis de la cadena productiva del arándano en México y Chile. *PORTES, revista mexicana de estudios sobre la Cuenca del Pacífico*, 12(23), 31-62.
- Da Costa Stuart, A. K., Furuie, J. L., Zawadneak, M. A. C., and Pimentel, I. C. 2020. Increased mortality of the European pepper moth *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) using entomopathogenic fungal consortia. *Journal of invertebrate pathology*, 177, 107503.
- Dũng, L., Diên, N. T., Đại, P. H., and Tuân, P. N. 2016. The first report of *Pestalotiopsis* sp. causing crown rot disease on strawberries in Dalat. *Dalat University Journal of Science*, 364-376.
- Elad, Y. 2016. Cultural and Integrated Control of *Botrytis* spp. *Botrytis*—the fungus, the pathogen and its management in agricultural systems, 149-164.
- Elmer, P. A., and Michailides, T. J. 2007. Epidemiology of *Botrytis cinerea* in orchard and vine crops. In *Botrytis: biology, pathology and control* (pp. 243-272). Dordrecht: Springer Netherlands.
- European Food Safety Authority (EFSA), Maier, W., Wilstermann, A., Delbianco, A., and Vos, S. 2020. Pest survey card on *Thekopsora minima* (Vol. 17, No. 8, p. 1915E).
- Espinoza, J. G., Briceño, E. X., Keith, L. M., and Latorre, B. A. 2008. Canker and twig dieback of blueberry caused by *Pestalotiopsis* spp. and a *Truncatella* sp. in Chile. *Plant Disease*, 92(10), 1407-1414.
- Fang, Y., Li, J., Li, X., Chen, M., Lin, J., Huang, J., ... & Zhang, W. 2022. *Macrophomina vaccinii* Causes a Basal Stem and Root Rot of Patchouli (*Pogostemon cablin*) in China. *Plant Disease*, 106(3), 1067.
- Fernández, R. L., Rivera, M. C., Varsallona, B., and Wright, E. R. 2015. Disease prevalence and symptoms caused by *Alternaria tenuissima* and *Pestalotiopsis guepinii* on blueberry in Entre Ríos and Buenos Aires, Argentina. *American Journal of Plant Sciences*, 6(19), 3082.
- García-Ávila CJ, Bravo-Pérez D, Ruiz-Galván I, Romero-Gómez G, Quezada-Salinas A, Hernández-Pablo S. and Acevedo-Reyes N 2016. Presencia de la mosca del vinagre de las alas manchadas *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) en México. *Entomología Mexicana*, 3:354-360.
- González, A., Riquelme, J., and Morales, C. G. 2017. Manual de manejo agronómico del arándano.

- Gordó, M. 2008. Guía práctica para el cultivo de arándanos en la zona norte de la provincia de Buenos Aires. San Pedro: INTA.
- Gough, R. E. 1993. The highbush blueberry and its management. CRC press.
- Hariprasad, P., Divakara, S. T., and Niranjana, S. R. 2011. Isolation and characterization of *chitinolytic* rhizobacteria for the management of *Fusarium* wilt in tomato. *Crop Protection*, 30(12), 1606-1612.
- Harmon, P. F. 2004. *Botrytis* blossom blight of southern highbush blueberry. University of Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, EDIS.
- Haruhisa S, Hyakumachi M. 2004. Genomics of Phytopathogenic *Fusarium*. *Applied Mycology and Biotechnology*. 4. 161-189
- Hildebrand, P. D., Renderos, W. E., and Delbridge, R. W. 2016. Diseases of lowbush blueberry and their identification. *Agriculture and Agri-Food Canada*.
- Iriarte, L. E., Sosa, M. C., and Reybet, G. E. 2011. Efecto de la biofumigación con repollo sobre el control de *Fusarium oxysporum* en suelo. *RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 37(3), 231-237.
- Sistema Integrado de Información Taxonómica ITIS, 2024. (https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSNandsearch_value=23573#null Consultado 01/02/2024)
- Kim, S. J., Bae, K. S., Koh, S. W., Kim, H. C., and Kim, T. C. 2015. Morphology and characteristics of floral organ in highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum*) cultivars. *Korean Journal of Plant Resources*, 28(2), 235-242.
- Koike ST, Wilen CA, Raabe RD, McCain AH, Grebus ME. 2019. Pest Management Guidelines: TriCal Diagnostics, Hollister. Floriculture and Ornamental Nurseries UC ANR Publication 3392
- Kwon, J. H., Kang, D. W., Cheon, M. G., and Kim, J. 2014. First report of *Alternaria* leaf spot caused by *Alternaria* sp. on highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum*) in South Korea. *Plant Disease*, 98(10), 1434-1434.
- Larach, A., Besoain, X., and Salgado, E. (2009). Crown and root rot of highbush blueberry caused by *Phytophthora cinnamomi* and *P. citrophthora* and cultivar susceptibility. *Ciencia e investigación agraria: revista latinoamericana de ciencias de la agricultura*, 36(3), 433-442.
- Liu, Y. H., Lin, T., Ye, C. S., and Zhang, C. Q. 2014. First Report of *Fusarium* Wilt in Blueberry (*Vaccinium corymbosum*) Caused by *Fusarium oxysporum* in China. *Plant disease*, 98(8), 1158.
- Liu, X., Zheng, X., Khaskheli, M. I., Sun, X., Chang, X., and Gong, G. 2020. Identification of *Colletotrichum* species associated with blueberry anthracnose in Sichuan, China. *Pathogens*, 9(9), 718.
- Luan, Y. S., Feng, L., Xia, X. Y., and An, L. J. 2007. First report of *Alternaria tenuissima* causing disease on blueberry in China. *Plant Disease*, 91(4), 464-464.
- Maharachchikumbura, S. S., Guo, L. D., Chukeatirote, E., Bahkali, A. H., and Hyde, K. D. 2011. *Pestalotiopsis*—morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. *Fungal Diversity*, 50, 167-187.

- Maldonado, C. E. 2017. Aislamientos de *botryosphaeria* asociados al tizón del tallo de arándano y su patogenicidad, en Michoacán, Jalisco y Colima (Master's thesis).
- Miles, T., and Schilder, A. 2008. Anthracnose fruit rot (ripe rot). Michigan State University Extension.
- Moschini, R. C., Bombelli, E. C., Wright, E. R., López, M. V., Perez Canone, H. I., Carmona, J. D., ... and Rivera, M. C. 2014. Ajuste de modelos logísticos a la tasa de incremento de severidad de manchas foliares ocasionadas por *Alternaria tenuissima* en arándano. Asociación Argentina de Horticultura.
- Moya-Elizondo, E. A., Doussoulin, H., San Martin, J., Ruiz, B., and Del Valle, P. 2019. First report of *Fusarium oxysporum* causing Fusarium wilt on blueberry (*Vaccinium corymbosum*) in Chile. *Plant Disease*, 103(10), 2669-2669.
- Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. FAOSTAT. (2025). Producción datos. (<https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize>) consultado 11/05/2025).
- Pečenka, J., Tekielska, D., Kocanová, M., Peňázová, E., Berraf-Tebbal, A., and Eichmeier, A. 2021. First report of *Lasiodiplodia theobromae* causing decline of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) in the Czech Republic. *Plant Disease*, 105(1), 215.
- Pandey, A. K., Sinniah, G. D., Yadav, S., and Maharachchikumbura, S. S. 2023. *Pestalotiopsis*-like species: host network and lifestyle on tea crop. *Fungal Biology Reviews*, 100340.
- Pérez, B. A., Berretta, M. F., Carrión, E., and Wright, E. R. 2011. First report of root rot caused by *Fusarium proliferatum* on blueberry in Argentina. *Plant disease*, 95(11), 1478-1478.
- Pscheidt, J. W., and Ocamb, C. M. 2016. Pacific Northwest Plant Disease Management Handbook [online]. Corvallis, OR: Oregon State University.
- Petrović-Obradović, O., Radonjić, A., Jovičić, I., Petrović, A., Kocić, K., & Tomanović, Ž. 2018. Alien species of aphids (Hemiptera: Aphididae) found in Serbia, new to the Balkan Peninsula. *Phytoparasitica*, 46, 653-660.
- Rebollar-Alviter, A., Minnis, A. M., Dixon, L. J., Castlebury, L. A., Ramírez, M. R., Silva, R. H. V., and Valdovinos, P. G. 2011. First report of leaf rust of blueberry caused by *Thekopsora minima* in Mexico. *Plant Disease*, 95(6), 772-772.
- Rebollar-Alviter, A., Silva-Rojas, H. V., Fuentes-Aragón, D., Acosta-González, U., Martínez-Ruiz, M., and Parra-Robles, B. E. 2020. An emerging strawberry fungal disease associated with root rot, crown rot and leaf spot caused by *Neopestalotiopsis rosae* in Mexico. *Plant Disease*, 104(8), 2054-2059.
- Reeh, K. W., Hillier, N. K., and Cutler, G. C. 2014. Potential of bumble bees as bio-vectors of *Clonostachys rosea* for *Botrytis* blight management in lowbush blueberry. *Journal of pest science*, 87, 543-550.
- Retamales, J. and Hancock, J. 2012. Blueberries. US, Cambridge, Massachusetts, Centre for Agricultural Bioscience International, 323 pp.

- Rodríguez-Vázquez, E., Pineda-Guillermo, S., Hernández-Juárez, A., Tejeda-Reyes, M. A., López-Bautista, E., and Illescas-Riquelme, C. P. 2023. Sexual dimorphism, diagnosis and damage caused by *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 82(3), 13-20
- Rosales-Escareño L, Lozano-Gutiérrez J, España-Luna MP, Enriquez-Enriquez D, Belleza-Cadengo JJ. 2021. Primer reporte de *Duponchelia fovealis* (Zeller, 1847) (Lepidoptera:Crambidae) en el estado de Aguascalientes, México. En Resúmenes del LVI Congreso Nacional de Entomología. 6-10 septiembre. Cd. Victoria, Tamaulipas, México pp: 91.
- Ru, S., Ding, S., Oliver, J. E., and Amodu, A. 2022. A Review of *Botryosphaeria* Stem Blight Disease of Blueberry from the Perspective of Plant Breeding. *Agriculture*, 13(1), 100.
- Ruíz-Galván I, Bautista-Martínez N, Lagunes-Tejeda A, Pineda-Guillermo S, Romero-Nápoles J, Soto-Rojas L. 2022. Identificación y distribución de enrolladores de la hoja (Lepidoptera:tortricidae) en frutillas. En Avances de investigación del posgrado en fitosanidad, colegio de posgraduados.
- Santadino, M. V., Riquelme Virgala, M. B., Ansa, M. A., Bruno, M., Di Silvestro, G., and Lunazzi, E. G. 2015. Primer registro de *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) asociado al cultivo de arándanos (*Vaccinium* spp.) de Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 74(3-4), 183-185.
- Scherm, H., Savelle, A. T., Brannen, P. M., and Krewer, G. 2008. Occurrence and prevalence of foliar diseases on blueberry in Georgia. *Plant Health Progress*, 9(1), 18.
- Schilder A., Martin R., Oudemans P., Polashock J., Sabaratnam S., Ring S., Pscheidt J. 2021. Protección de Cultivos y Manejo de Plagas (2018-70006-28884) del Instituto Nacional de Alimentos y Agricultura del USDA. Consultado 09/04/2024. <https://www.ncipmc.org/projects/pest-alerts1/blueberry-scorch-virus-vaccinium-corymbosum/>
- SENASICA. 2013. Mosca del vinagre de alas manchadas *Drosophila suzukii* Matsumura. Dirección General de Sanidad Vegetal - Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. México, D. F.
- SENASICA. 2019. Tortricido anaranjado. *Argyrotaenia franciscana* Walsingham. Ficha Técnica No. 22
- Ficha técnica No. 7. 21 pp.
- Slippers, B. and Wingfield, M. J. 2007. Botryosphaeriaceae as endophytes and latent pathogens of woody plants: diversity, ecology and their impact. *Fungal Biol. Rev.* 21(2-3):90-106.
- Smith, B. J. 2004. *Phytophthora* root rot and *botryosphaeria* stem blight: Important diseases of southern highbush blueberries in the southern United States. In VIII International Symposium on *Vaccinium* Culture 715 (pp. 473-480).
- Smith, B. J., and Miller-Butler, M. A. 2016. Effect of nitrogen fertilization and fungicides on *Botryosphaeria* stem blight lesion development on detached blueberry stems. In XI International *Vaccinium* Symposium 1180 (pp. 61-70).

- Thomma, B. 2003. *Alternaria* spp.: from general saprophyte to specific parasite. *Molecular Plant Pathology*, 4:225-236.
- Undurraga P. y Vargas S. 2013. Manual del arándano. Boletín INIA N° 263. 120 p. Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA, Centro Regional de Investigación Quilamapu, Chillán, Chile.
- Vega, B., and Dewdney, M.M. 2014. Distribution of QoI resistance in populations of tangerine-infecting *Alternaria alternata* in Florida. *Plant Disease*, 98:67-76
- Vicent, A., Armengol, J., and García-Jiménez, J. 2007. Rain-fastness and persistence of fungicides for control of *Alternaria* brown spot of citrus. *Plant Disease*, 91:393-399.
- Wang, F., Saito, S., Michailides, T. J., y Xiao, C. L. 2022. Fungicide resistance in *Alternaria alternata* from blueberry in California and its impact on control of *Alternaria* rot. *Plant Disease*, 106(5), 1446-1453.
- Ward, N. A. (2013). Blueberry Root Rot. *Extension Plant Pathologist PPFS-FR-S-19*.
- Wright, A. F., and Harmon, P. F. 2009. First report of *Lasiodiplodia theobromae* associated with stem blight of southern highbush blueberries in Florida. *Plant disease*, 93(9), 962-962.
- Xue, D. S., Lian, S., Li, B. H., and Wang, C. X. 2018. First report of *Pestalotiopsis clavispora* causing root rot on blueberry in China. *Plant Disease*, 102(8), 1655-1655
- Zheng, X., Liu, X., Li, X., Quan, C., Li, P., Gu, J., and Gong, G. 2022. *Pestalotiopsis* Species associated with Blueberry Leaf Spots and Stem Cankers in Sichuan Province of China. *Plant Disease*.
- Zheng, X., Liu, X., Li, X., Quan, C., Li, P., Chang, X., and Gong, G. 2023. *Pestalotiopsis* Species Associated with Blueberry Leaf Spots and Stem Cankers in Sichuan Province of China. *Plant Disease*, 107(1), 149-156.
- Zhu, X. Q., y Xiao, C. L. 2015. Phylogenetic, morphological, and pathogenic characterization of *Alternaria* species associated with fruit rot of blueberry in California. *Phytopathology*, 105(12), 1555-1567.

CAPÍTULO 3. ETIOLOGÍA DE BOTRYOSPHERALES Y AMPHISPHERACEAE ASOCIADOS A PUDRICIONES DE RAÍZ Y CORONA DEL ARÁNDANO EN SISTEMAS HIDROPÓNICOS

RESUMEN

La producción de arándano se ha expandido significativamente en los últimos años. Ante la tendencia de este cultivo han surgido diversas enfermedades que afectan la producción y la calidad del arándano en todo el mundo. El objetivo de esta investigación fue determinar la etiología de las pudriciones de raíz y corona que resultan en secamiento de ramas y tizón de tallos asociado al sistema radical de la planta de arándano en sistemas hidropónicos en el Centro de México. Se muestrearon 17 huertos comerciales de arándano y se colectaron plantas con síntomas de secamiento de ramas, marchitez general y atizonamiento de tallos, se realizaron aislamientos a partir del material vegetal, obteniendo un total de 213 aislamientos de los cuales se seleccionaron 27 a los que se les realizaron pruebas de patogenicidad, caracterización morfológica y filogenética. Se identificaron cuatro cepas de *Diplodia* sp., siete de *Lasiodiplodia theobromae*, dos correspondientes a *Lasiodiplodia* sp., cuatro cepas de *Neopestalotiopsis rosae*, dos cepas de *Neopestalotiopsis hispanica* y ocho de *Fusarium*. Los resultados obtenidos de las inoculaciones con discos de micelio para *Diplodia* sp., *L. theobromae* y *Lasiodiplodia* sp., evidenciaron patogenicidad en su mayoría, las cepas AR92 (*Lasiodiplodia* sp.) y AR115 (*L. theobromae*) no causaron lesiones en los tallos inoculados. Esta investigación es la primera en México en evaluar especies como *Lasiodiplodia* sp. *L. theobromae*, *Diplodia* sp., *N. rosae*, *N. hispanica* y *Fusarium* en raíz y corona asociadas a secamiento de ramas, defoliaciones, marchitamiento general y tizones de tallos del arándano, aislados del interior de la corona y raíces de arándano en el Centro de México.

Palabras clave: *Neopestalotiopsis rosae*, *Lasiodiplodia theobromae* enfermedades de la madera

3.1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de arándano pertenece a la familia Ericaceae y es un cultivo de importancia mundial, nativo de Norteamérica, globalmente la producción y demanda se ha expandido debido a su alto valor nutricional y efectos antioxidantes (Frías-Ortega et al. 2020; Ortiz et al. 2020; Wu et al. 2023). De acuerdo con cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) la producción de arándanos se ha expandido significativamente en los últimos años, esto gracias a que cuenta con tecnología, recursos humanos necesarios, condiciones edáficas y climáticas ideales para su producción (Ortiz et al. 2020; SADER, 2023), en 1993 el SIAP realizó el primer informe de cierre de producción agrícola anual de arándanos, reportando 175 ha sembradas, lo que prosperó en un crecimiento rápido, el último informe de cierre de producción agrícola anual de arándanos reportado 30 años después indica 5,950.60 ha sembradas lo que se traduce a un incremento del 3300 % en las últimas 3 décadas desde su introducción a México, siendo Jalisco el líder en producción nacional, siguiéndole Sinaloa y Michoacán (SIAP, 2024). A nivel mundial se han buscado tecnologías que sean eficientes y rentables para obtener la buena productividad y calidad de las frutillas y los sistemas hidropónicos presentan una alternativa prometedora ya que permiten un mejor manejo y condiciones ambientales controladas, optimizando el crecimiento vegetal, índices elevados producción, previniendo la contaminación del suelo por patógenos, entre muchos otros beneficios (Frías-Ortega et al. 2020; Resh, 2022; Pacco et al. 2025). Actualmente la mayor parte de la superficie establecida se encuentra en suelo repercutiendo directamente en el crecimiento, producción y calidad del fruto (Frías-Ortega et al. 2020). Según lo reportado por Cheon et al. (2021) los sistemas hidropónicos son la mejor alternativa para el establecimiento de arándano, proporcionando aumento en el número de brotes, crecimiento vigoroso de la raíz, absorción activa de nutrientes, altos rendimientos, entre otros. Desde principios del siglo XX se utilizó *Vaccinium* silvestre para obtener nuevas variedades y en 2018, el USDA-ARS informó 40 nuevas variedades de arándanos de Estados Unidos, Australia, Nueva Zelanda,

Canadá y China, incluidos los tipos de arándanos highbush del norte (Xu et al. 2020). En México, diversas variedades se han adaptado exitosamente a las condiciones locales como: Biloxi, Sharpblue y O'Neal Emerald, las cuales son variedades de dominio público y pueden ser cultivadas libremente por productores, existen también variedades de arándano con programas de mejoramiento genético propio o con licencias exclusivas como: Jewel, Misty, Star, OlympusBlue, Ventura, Victoria, Sekoya, LoretoBlue™, ArabellaBlue®, AtlasBlue®, PeachyBlue®, BiancaBlue™, JupiterBlue™, Calypso™, AzraBlue™, Blue Manila®, Blue Malibu®, Blue Madeira® Blue Masirah®, Pop™, Sweet Duchess®, cada una con diferentes cualidades que incluyen adaptación climática, requerimientos agronómicos y características del fruto (Planasa; Fall Creek Farm and Nursery; SunnyRidge Nurseries). La continua expansión del cultivo ha promovido diversas enfermedades que afectan la producción y la calidad del arándano en todo el mundo (Xu et al. 2015; Zheng et al. 2023), entre los retos de mayor importancia en el cultivo del arándano, se encuentran los hongos de madera, como los géneros: *Botryosphaeria*, *Lasiodiplodia* y *Neofusicoccum* asociados con la muerte regresiva de las ramas del arándano (Ru et al. 2022), así como, *Neopestalotiopsis* spp., y *Pestalotiopsis* spp., asociados a tizones de tallos y muerte descendente (Borrero et al. 2018), aunado a esto Sammonds et al. (2009) en un estudio realizado en Nueva Zelanda los reportó asociados a pudriciones de corona y raíz. Estas enfermedades se ven favorecidas por temperaturas entre 28 y 30 °C (Saha et al. 2008), valores de conductividad eléctrica superiores a 1,0 dS/m afectan el crecimiento, la producción y la calidad del arándano (Frías-Ortega et al. 2020), además los altos niveles de humedad relativa (+80%) y un pH de 3.0 a 8.0 favorecen el desarrollo de los fitopatógenos (Segura-Contreras et al. 2016), así mismo la severidad de la enfermedad aumenta cuando las plantas son sometidas a estrés hídrico (Moreira-Morrillo et al. 2021). En las zonas productoras de Michoacán se empezaron a registrar síntomas como pérdida de turgencia en los brotes jóvenes, donde posteriormente la madera se observó necrosada, así como secamiento de ramas completas en las que además presentaban lesiones hundidas en la base.

Dichos síntomas han sido documentados en Serbia, República Checa y China, en donde se asocia a diferentes especies de la familia Botryosphaeriaceae (Zhao et al. 2019; Pečenka et al. 2020; Blagojević et al. 2024). Asimismo, en un estudio realizado durante 2011 y 2014 en huertos comerciales de arándano en Los Reyes, Michoacán, identificó la presencia de *Neofusicoccum parvum*., una especie perteneciente a la familia Botryosphaeriaceae. Este hongo se asoció con síntomas como manchas foliares, atizonamiento y cáncer del tallo en las plantas de arándano (Boyzo-Marín et al. 2016). Tovar-Pedraza y García León, (2025, in press) encontraron en campos de arándanos diferentes especies de esta familia, entre ellas *Lasiodiplodia brasiliense*, *L. subglobosa* y *Neofusicoccum brasiliense* como agentes causales de la muerte descendente de ramas en arándano en el estado de Sinaloa, México. Los agentes causales y su importancia relativa no han sido estudiadas en el centro de México, por lo que el objetivo de este estudio fue determinar la etiología y distribución de las enfermedades de raíz y corona en el cultivo de arándano en sistemas hidropónicos, los resultados de este estudio darán a conocer la etiología de las enfermedades que actualmente están afectando el cultivo y contribuirán a diseñar esquemas de manejo integrado de las enfermedades que inicien desde el trasplante.

3.2. MATERIALES Y MÉTODOS

3.2.1. Área de estudio

Se realizaron colectas en Michoacán (Tejaro, Pátzcuaro, Morelia, Salvador Escalante Zirahuén), Guanajuato (Cortázar) y Jalisco (Amatitlán) en los meses de abril a agosto de 2024 en 17 huertos comerciales de arándano (Cuadro 1) (Fig. 1).



Figura 1. Mapa de los estados de Michoacán, Jalisco y Guanajuato con los puntos de muestreo de los huertos comerciales de arándano, cada marcador de color verde indica cada punto muestreado.

3.2.2. Muestreo de material biológico

Las muestras se colectaron con síntomas de secamiento de ramas, muerte regresiva y secamiento general (Fig. 2). Posteriormente las muestras se colocaron en una hielera para su traslado al laboratorio de fitopatología, ubicado en la Universidad Autónoma Chapingo, Centro Regional Occidente (CRUCO).



Figura 2. Material vegetal muestreado para el aislamiento de hongos fitopatógenos.

3.2.3. Elaboración de medios de cultivo

Los medios utilizados para aislamiento y purificación fue el medio de cultivo general Papa Dextrosa Agar (PDA Bioxon ®), medio semiselectivo para oomicetos PARPH-V8 (Ferguson and Jeffers, 1999), CLA (agar hojas de clavel) recomendado por Leslie y Summerell (2006) para análisis y caracterización a nivel de género para *Fusarium*. Para Botryosphaeriaceae y *Neopestalotiopsis* para inducir la formación de picnidios y acérvulos se cultivaron en Agar Agua (AA) al 20% con acículas de pino (Santiago et al. 2015). Finalmente, para la extracción de DNA se realizó la preparación de medio V8 (300 ml de jugo V8, 1 gr de CaCO_3 y 20 g de agar). Cada medio se esterilizó en autoclave, a 121 °C durante 15 minutos. Los medios se vaciaron en cajas Petri Klinicus® de 90 × 15 mm y 60 × 15 mm en una campana de flujo laminar (Labconco ®) y se expusieron a luz UV (ultravioleta) durante 15 minutos, posteriormente cuando solidificaron por completo se almacenaron a temperatura ambiente hasta su uso.

3.2.4. Aislamiento de cepas

Las muestras colectadas se procesaron en el laboratorio de fitopatología del Centro Regional Centro Occidente (CRUCO) de la Universidad Autónoma Chapingo ubicado en Morelia, Michoacán. Se procesaron tejidos sintomáticos y

asintomáticos de cada una de las plantas colectadas (base del tallo, corona y raíz) (Fig. 3). El aislamiento se realizó en varias etapas, inicialmente se removió el follaje, enseguida se retiró la mayor cantidad del sustrato de las raíces, inmediatamente después se enjuagó con agua corriente para retirar los residuos de sustrato, posteriormente se procesaron tejidos sintomáticos y asintomáticos de cada una de las plantas colectadas (base del tallo, corona y raíz), en una campana de flujo laminar, de acuerdo con el protocolo de Agrios (2005). Los fragmentos de tejido se desinfectaron con hipoclorito de sodio (2%) elaborado a partir de una solución comercial (Clorox®), durante 2 a 3 minutos y se enjuagaron tres veces con agua destilada esterilizada por 1 minuto, se secaron con papel absorbente esterilizado y se sembraron 5 secciones de la zona de avance de aproximadamente 5 mm de forma equidistante, posteriormente se incubaron a temperatura ambiente hasta la observación de crecimiento micelial (Li et al. 2023; Aranguré et al. 2024).



Figura 3. Muestras representativas del material vegetal muestreado, tejidos sintomáticos (base del tallo, corona y raíz) de plantas de arándano colectadas para procesamiento y aislamiento de hongos fitopatógenos.

3.2.4.1. Purificación de aislamientos

Cuando se observó crecimiento micelial en los fragmentos de tejido sembrados, se separaron las diferentes colonias de hongos, mediante cortes delgados con un bisturí, los cuales se pasaron a nuevas cajas Petri con medio PDA y se incubaron a temperatura ambiente, posteriormente aún con crecimiento activo se observó de cada cepa tipo de crecimiento y coloración, finalmente con el propósito de crear una colección de hongos fitopatógenos de calidad, puros y genéticamente homogéneos se realizaron cultivos monoconidiales.

3.2.4.2. Cultivos monoconidiales

De las cepas purificadas de *Fusarium*, *Neopestalotiopsis*, *Diplodia* y *Lasiodiplodia*, se tomó un disco de micelio de 5 mm con ayuda de un sacabocados y se colocaron en tubos de ensaye con 5 mL de agua destilada esterilizada, se agitaron con vórtex (Analog Vortex Mixer Modelo No.945300) para obtener una suspensión de conidios de la cual se tomaron 30 µL con una micropipeta y se colocaron en medio AA en línea recta horizontalmente, se inclinó la caja para dispersar la gota de suspensión de conidios, finalmente se incubaron a temperatura ambiente durante 12 horas, transcurrido ese lapso de tiempo se revisó la germinación de los conidios en un microscopio Carl Zeiss (Modelo Primo Star, Alemania) y se extrajo un solo conidio germinado, mismo que se transfirió a medio de cultivo PDA, se incubaron a temperatura ambiente hasta que llenaron la caja (Ayala-Zermeño et al. 2012; Cedeño et al. 2010).

3.2.5. Caracterización morfológica de aislamientos obtenidos de raíz y corona de arándano

A partir de los cultivos puros se realizó la caracterización morfológica de las colonias obtenidas, se consideró el crecimiento, color y forma de las colonias, presencia o ausencia de anillos concéntricos, manchas radiales y/o estrías (por la parte frontal y reverso) así como las características microscópicas de las estructuras reproductivas del patógeno. Para *Lasiodiplodia*, se indujo la

esporulación en AA al 20% con acículas de pino esterilizadas e incubadas a 28 °C en completa oscuridad (Zhao et al. 2019).

3.2.5.1. Caracterización cultural en medio PDA

Se colocó un disco de 5mm de diámetro en medio de cultivo PDA y se incubaron a temperatura ambiente con 12 horas luz y 12 horas en oscuridad (Flores et al. 2021). Se evaluó el color de la colonia (frontal y reverso). Para cepas de *Botryosphaeriaceae* y *Neopestalotiopsis* se sembraron en AA al 20% con acículas de pino para inducir la formación de picnidios y acérvulos respectivamente, posteriormente se rasparon los acérvulos con ayuda de una aguja de disección para la liberación de los conidios, en el caso de las cepas de *Fusarium* únicamente se resembraron en PDA para la caracterización, asimismo, se determinó el tipo y espesor del micelio, el color de la colonia y pigmentación.

3.2.5.2. Caracterización morfológica

Se realizaron preparaciones en diferentes medios de montaje (glicerol (1:1), aceite de inmersión) (Stchigel et al. 2007) y se visualizaron en un microscopio compuesto y se tomaron fotografías de 50 conidios para la medición (largo y ancho), el color y la presencia o ausencia de septos (Espinoza et al. 2009), utilizando una cámara de microscopio (Axiocam ERc 5c) y se compararon con la información reportada en la literatura y con base en las claves dicotómicas reportadas.

3.2.5.3. Tasa de crecimiento

Se evaluó el diámetro del crecimiento final de la colonia ($T_c=D_c$), para lo cual se colocó un disco de 5mm de diámetro en el centro de la caja Petri con medio de cultivo PDA, las colonias se incubaron a 28°C dentro de un horno protocolo general (65lt 50/250°C mod.OGS180 - Thermo Scientific), una vez sembradas se midió cada cepa en un intervalo de 24 horas en dos sentidos (perpendiculares)

para determinar el crecimiento con ayuda de un Vernier electrónico hasta que llenaron de micelio toda la superficie del medio (Zhao et al. 2019).

3.2.6. Identificación mediante reconstrucción filogenética

3.2.6.1. Extracción de DNA

Se colocó un disco de 5 mm de diámetro en una caja Petri con medio V8. Antes de que el hongo llenara la caja y con ayuda de una punta estéril se raspó el micelio del hongo; en un mortero con 1 mL de buffer bromuro de hexadeciltrimetilamonio (CTAB 2%) y se maceró para lograr la ruptura de las células de manera mecánica y se transfirió a un microtubo eppendorf® de 2 mL. El DNA fue extraído con buffer bromuro de hexadeciltrimetilamonio (CTAB 2%) de acuerdo con el protocolo de Fuentes-Aragón et al. (2018).

3.2.6.2. Cuantificación y análisis de calidad del DNA

La calidad del producto de extracción se valoró en un gel de agarosa al 1.5 % teñido con GelRed 10.000 × (Biotium, USA), mediante electroforesis a 110 volts durante 90 minutos y se observó en un transiluminador Infinity-3026 WL / LC / 26MX (Vilber Lourmat, Alemania). La concentración y pureza se midieron con ayuda de un nanodrop 2000 (Thermo scientific, USA).

3.2.6.3. Reacción en cadena de la polimerasa

Se corrieron las reacciones de PCR amplificando las regiones rDNA el espaciador transcrito interno (ITS) y genes codificadores de proteínas como el factor de elongación *tef1-α* y tubulina *tub2* (White et al., 1990; Glass and Donaldson 1995; Alves et al. 2008) para todos aislamientos de *Lasiodiplodia*, *Neopestalotiopsis* y *Fusarium*, amplificadas mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) en un termociclador (MyCycler™ ThermalCycler 170-9701. Biorad) usando oligonucleótidos específicos.

Para la amplificación de la región ITS se usaron los ITS-5 (5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3') y ITS-4 (5'TCCTCCGCTTATTGATAT GC-

3') (White et al. 1990). la amplificación consistió en 94 °C por 4 min de desnaturalización, 35 ciclos de 95 °C por 1 min, 58 °C por 1 min., 72 °C por 2 min., extensión final de 72 °C por 10 min. Para la amplificación de la secuencia parcial del gen *β-tubulina* se utilizaron los iniciadores Bt2b (5'-ACCCTCAGTGTAGTGACCCTTGGC-3') y T1 (5'-AACATGCGTGAGATTGTAAGT-3') (O'Donnell y Cigelnik 1997), las condiciones de amplificación consistieron en una desnaturalización inicial a 95 °C por 1 min, seguido por 35 ciclos a 94 °C por 1 min; 50 °C por 1 min y 72 °C por 2 min y un ciclo de extensión final a 72 °C por 5 min. Para la amplificación de la secuencia parcial del gen *tef1-α* se usaron los iniciadores Ef1 (ATGGGTAAGGARGACAACAC) y Ef2 (GGARGTACCAGTSATCAT) (O'Donnell y Cigelnik 1997), las condiciones de amplificación consistieron en una desnaturalización inicial de 94 °C por 5 min, seguido de 35 ciclos de 95 °C 30 s, 59 °C 45 s, 72 °C 1 min y una extensión final a 72 °C por 7 min. La mezcla de cada reacción de PCR se preparó en un volumen final de 15 µL que contenía 7.86 µL de agua HPLC, 3 µL de buffer 5 ×, 0.6 µL de dNTPs, 0.18 µL de cada primer (10 µM) (SIGMA, EE. UU.), 3 µL de DNA genómico (20 ng) y 0.18 µL (2U) de GoTaq DNA polimerasa (Promega, EE. UU.).

3.2.6.4. Limpieza de productos de PCR

Los productos de PCR se limpiaron con el método enzimático ExoSAP-IT™ PCR Product Cleanup (Affymetrix, Thermo Fisher Scientific; Waltham, MA, EE. UU.) de acuerdo con las instrucciones del fabricante.

3.2.6.5. Secuenciación

El producto de la PCR se envió al laboratorio Psomagen USA, para la secuenciación, las secuencias se corrieron bidireccionalmente.

3.2.7. Análisis filogenético

Las secuencias de DNA se ensamblaron con el software BioEdit (Sequence Alignment Editor v 7.0.5) (Hall, 1999) para obtener una secuencia consenso, posteriormente las secuencias se editaron con el software MEGA v7.0.26 (Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0.26 for Bigger Datasets) para después ser comparadas con secuencias del NCBI (National Center for Biotechnology International) por medio de análisis del software BLAST-N, y se bajaron las secuencias homologas y se alinearon con programa MAFFT v7 se recortaron con el programa BioEdit, los árboles filogenéticos fueron construidos con el método de inferencia bayesiana usando el software MrBayes v 3.2.1 (Ronquist et al. 2012). Para el análisis multilocus (ITS, *tef1- α* , *tub2*) de Botryopshaeriaceae se utilizó el modelo de sustitución nucleotídica, el muestreo de los árboles se realizó cada 5000 generaciones concluyendo el análisis cuando la desviación estándar fue de 0.006409 y costó de 1313 caracteres de la matriz, el número total de árboles generados fue de 10,002; del total de árboles que se generaron se eliminó el 25% con la función 'burn-in phase' para asegurar la convergencia y la representatividad de los resultados, se utilizaron los modelo TPM3uf + I para ITS, TPM2uf + I + G para *tef1 - α* y GTR + I para *tub2*. En cuanto al análisis multilocus (ITS, *tef1 - α* , *tub2*) de *Neopestalotiopsis* se utilizó el modelo de sustitución nucleotídica, el muestreo de los árboles se realizó cada 5000 generaciones concluyendo el análisis cuando la desviación estándar fue de 0.008482 y costó de 1,424 caracteres de la matriz, el número total de árboles generados fue de 10,002; del total de árboles que se generaron se eliminó el 25% con la función 'burn-in phase' para asegurar la convergencia y la representatividad de los resultados., Se utilizaron los modelo GTR + I para ITS, TVM + G para *tef1 - α* y TIM3ef + G para *tub2*.

3.2.8. Patogenicidad de hongos obtenidos de raíz y corona de arándano

Las cepas obtenidas de *Lasiodiplodia*, *Neopestalotiopsis* y *Fusarium* se sometieron a pruebas de patogenicidad donde las variables respuesta fueron:

incidencia, severidad de la enfermedad (longitud de la lesión). Para determinar la severidad de la enfermedad se midió en cuenta la longitud de la lesión cada 7 días en un periodo de 40 días.

3.2.8.1. Material vegetal y condiciones del invernadero

Se seleccionaron los aislados morfológicamente diferentes de cada género identificado y de diferentes predios para inocular plantas de arándano. Se seleccionó la variedad Biloxi, ya que es libre de patente y se obtuvieron plantas en maceta de 1 año mediante el método de micropropagación, compradas en MARPA, empresa mexicana que propaga planta de arándano de calidad certificada internacionalmente en genética y sanidad. Se consideraron cinco plantas por cada cepa seleccionada para realizar los ensayos de inoculación (*Lasiodiplodia*, *Neopestalotiopsis* y *Fusarium*), adicionalmente se colocó un tratamiento control el cual constó de cinco plantas, todos los tratamientos se mantuvieron en condiciones de invernadero y se regaron diariamente para mantener el sustrato a capacidad de campo, hasta la aparición de síntomas. Las pruebas de patogenicidad se realizaron en condiciones de invernadero.

3.2.8.2. Preparación de inóculo

De las cepas seleccionadas para las pruebas de patogenicidad se transfirieron nuevamente a medio de cultivo PDA y se incubaron a una temperatura de 28°C durante tres días, para las cepas de *Lasiodiplodia* y seis días para las cepas de *Neopstalotiopsis* con el propósito de obtener crecimiento activo de la colonia. En el caso de *Fusarium*, se empleó el método de inoculación de granos de arroz (*Oryza sativa* L.), descrito por Zhang et al. (2014). El inóculo se preparó en matraces de 250 mL, en cada matraz se agregaron 25 gramos de arroz blanco de grano largo y 20 mL de agua destilada esterilizada, se mezcló y se colocó un tapón de algodón acompañado de sellado con aluminio, posteriormente se esterilizaron en autoclave a 120°C, durante 40 minutos 2 veces en un lapso de 24 horas. Una vez frío el arroz se mezcló con una espátula y se le agregaron 10 discos con micelio de 5 mm de diámetro tomados únicamente del borde de

crecimiento activo de la colonia para cada una de las cepas que se evaluaron, el matraz se agitó diariamente para evitar que los granos se compactaran y para asegurar que todos los granos se colonizaran uniformemente, lo mismo se repitió durante 10 días y se revisó la concentración de cada matraz con una cámara de Neubauer. Se les añadió agua destilada esterilizada a los matraces y se filtró para separar los conidios del arroz, una vez filtrado se ajustó la concentración a 1×10^6 conidios/mL.

3.2.8.3. Patogenicidad de aislamientos en planta

Se utilizaron plantas de arándanos variedad Biloxi, sanas de un año en macetas. Se consideraron cinco plantas para cada cepa seleccionada, y se inocularon en todos los tallos con una sola cepa cada una. Para las cepas de *Neopestalotiopsis* y *Lasiodiplodia* antes de la inoculación las ramas se desinfectaron superficialmente con una solución de etanol al 70%, posteriormente con ayuda de un bisturí estéril, se realizó una herida en la corteza del tallo a 5 cm por encima de la corona para exponer el cambium (Fig. 4), después sobre la herida se colocó un disco con micelio de cinco mm de diámetro de cultivos de 3 días de edad en medio de cultivo PDA con el micelio en contacto con el cambium para después sellar con Parafilm® para evitar la deshidratación, (mismo que se retiró después de 72 horas) se realizó el mismo procedimiento con discos de PDA esterilizado para inocular tallos de plantas control (Ru et al. 2022; Hilario et al. 2021). Para la inoculación de cepas de *Fusarium* se hizo un lavado de las raíces con agua corriente y con unas tijeras estériles se cortaron los ápices de la raíz principal para posteriormente sumergirlas en una suspensión conidial (1×10^6) durante 30 min (Fig. 5), para las plantas control, se realizó el mismo procedimiento pero sumergieron en agua destilada esterilizada, todas las plantas inoculadas se trasplantaron a macetas que contenían sustrato esterilizado (peat moss) y se mantuvieron en condiciones de invernadero (Pérez et al. 2007; Liu et al. 2014). Los hongos se volvieron a aislar 40 días después de la inoculación en PDA para confirmar los postulados de Koch (Hilario et al. 2021).



Figura 4. Proceso de inoculación con discos de micelio en plantas de arándano.



Figura 5. Determinación de patogenicidad de cepas *Fusarium*, plantas de arándano sumergidas en una suspensión conidial de *Fusarium* sp.

3.2.8.4. Desarrollo de Síntomas

Posterior a la inoculación y después de 72 horas, tras retirar el Parafilm® de las heridas, las plantas se monitorearon diariamente hasta la aparición de síntomas (necrosis del tallo y marchitez) se registró la presencia o ausencia de síntomas, longitud de la lesión, así como los días después de la inoculación en los que aparecieron los primeros síntomas. Una vez desarrollados los síntomas en el 50% de las plantas inoculadas se evaluaron y registraron semanalmente (Longitud de la herida) (Hilario et al. 2021).

3.2.9. Pruebas de Sensibilidad *in vitro*

Se realizó la técnica de medio de cultivo envenenado, la cual consistió en la preparación de medio de cultivo PDA, por lo que después de la esterilización y una vez que el medio alcanzó la temperatura de vaciado (45-50°C) se le agregó el fungicida, utilizando la dosis recomendada (Cuadro 1). Después de 24 horas, con el medio solidificado, se sembró en el centro la de caja cada una de las cepas con crecimiento activo del hongo. Como testigo se utilizaron únicamente cajas con medio de cultivo PDA. Se utilizó un diseño completamente al azar con 12 tratamientos y 4 repeticiones, donde la unidad experimental fue una caja Petri. El diámetro de la colonia se midió con un vernier a los tres días después de la siembra y hasta que el testigo llenó la caja.

Cuadro 1. Ingredientes activos de fungicidas, dosis comercial recomendada y dosis utilizada para las pruebas de sensibilidad *in vitro* de Botryosphaeriaceae.

Ingrediente activo	Dosis comercial	Dosis (lt)
Cyprodinil+Fludioxonil	1 kg/ha	1.6 gr
Hymexazol	2.25 lt/ha	3.75 mL
Azoxystrobin+Difenoconazol	.5 lt/ha	.93 mL
Clorotalonil	1.35 gr/lt	1.35 gr
Propiconazol	.5 mL/ha	.5 mL
Tiabendazol	1.75 lt/ha	2.91 gr
Difenoconazol	500 mL/ha	.83 mL
Procloraz	1.5 lt/ha	2.5 mL
Captan	3.5 lt/ha	2.25 gr
Pidiflumetofen+fludioxonil	700 mL/ha	1.16 mL
Azoxystrobin+Propiconazol	1 lt/ha	1.6mL

3.2.10. Análisis de datos

3.2.10.1. Pruebas de patogenicidad

Con los datos de las mediciones de la longitud de la lesión que se realizaron semanalmente, se construyeron curvas del progreso de la enfermedad y se

interpretaron de acuerdo con la identificación mediante reconstrucción filogenética.

3.2.10.2. Pruebas de Sensibilidad

Con el promedio final del diámetro de crecimiento de cada tratamiento (cepa) y el promedio de diámetro de crecimiento del testigo se calculó el crecimiento relativo de cada tratamiento.

$$\text{Crecimiento Relativo (CR)} = \frac{\text{Crecimiento del tratamiento}}{\approx \text{Crecimiento del testigo}}$$

3.3. RESULTADOS

3.3.1. Aislamiento de cepas

Se obtuvieron un total de 213 aislamientos provenientes de 17 huertos comerciales de arándano (Cuadro 3, 4 y 5), de estos se seleccionaron 28 cepas representativas con base en la zona colectada, el órgano muestreado y sus características morfológicas.

3.3.2. Caracterización morfológica de aislamientos obtenidos de raíz y corona de arándano

De acuerdo con la caracterización morfológica 77 aislamientos fueron clasificados dentro de la familia Botryosphaeriaceae, 54 correspondieron al género *Fusarium*, 19 a *Neopestalotiopsis*, 11 a *Dactylonectria* sp., 10 aislamientos a *Trichoderma* sp., 2 a *Rhizoctonia* sp., 5 fueron identificados como oomicetes, y 35 pertenecieron a otros géneros (Fig. 6). De los 28 aislamientos representativos, 13 fueron asignados a la familia de los Botryosphaeriaceae, 8 al género *Fusarium* y 6 a *Neopestalotiopsis* (Cuadro 6).

Cuadro 2. Aislamientos obtenidos a partir de raíz de plantas de arándano.

Predio	Nombre comercial	Estado	Municipio	Órgano	Identidad	Frecuencia de aislamiento
1	El reparo	Michoacán	Morelia	Raíz	<i>Fusarium</i>	5/9
1	El reparo	Michoacán	Morelia	Raíz	Oomicete	2/9
1	El reparo	Michoacán	Morelia	Raíz	Botryosphaeriaceae	1/9
2	El vergel	Michoacán	Morelia	Raíz	<i>Fusarium</i>	4/6
2	El vergel	Michoacán	Morelia	Raíz	Otros	2/6
3	Loma Azul	Michoacán	Morelia	Raíz	<i>Fusarium</i>	1/3
3	Loma Azul	Michoacán	Morelia	Raíz	Otros	2/3
4	Los Azules	Michoacán	Morelia	Raíz	Oomicete	3/9
4	Los Azules	Michoacán	Morelia	Raíz	<i>Fusarium</i>	2/9
4	Los Azules	Michoacán	Morelia	Raíz	Otros	4/9
5	Buena Vista Berries	Michoacán	Pátzcuaro	Raíz	Botryosphaeriaceae	1/3
5	Buena Vista Berries	Michoacán	Pátzcuaro	Raíz	Otros	2/3
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	Botryosphaeriaceae	4/8
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	<i>Fusarium</i>	2/8
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	Otros	2/8
7	Noemi x Madeira	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	Botryosphaeriaceae	3/5

7	Noemi x Madeira	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	<i>Fusarium</i>	1/5
7	Noemi x Madeira	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	Otros	1/5
8	Noemi x Manila	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	Botryosphaeriaceae	3/4
8	Noemi x Manila	Michoacán	Tarímbaro	Raíz	<i>Fusarium</i>	1/4
9	Byos x Maldiva	Guanajuato	Cortázar	Raíz	<i>Neopestalotiopsis</i>	2/3
9	Byos x Maldiva	Guanajuato	Cortázar	Raíz	Otros	1/3
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Raíz	Otros	3/6
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Raíz	Botryosphaeriaceae	3/6
11	Osvaldo	Michoacán	Zirahuén	Raíz	<i>Fusarium</i>	2/3
11	Osvaldo	Michoacán	Zirahuén	Raíz	<i>Trichoderma</i>	1/3
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Raíz	<i>Fusarium</i>	1/3
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Raíz	<i>Neopestalotiopsis</i>	1/3
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Raíz	Otros	1/3
13	Berries Sarita	Michoacán	Salvador	Raíz	<i>Fusarium</i>	4/5
			Escalante			
13	Berries Sarita	Michoacán	Salvador	Raíz	Otros	1/5
			Escalante			
14	Tres Marías	Michoacán	Pátzcuaro	Raíz	<i>Neopestalotiopsis</i>	1/2
14	Tres Marías	Michoacán	Pátzcuaro	Raíz	<i>Dactylonectria</i>	1/2
15	Betablue			Raíz	<i>Fusarium</i>	4/4

16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Raíz	<i>Fusarium</i>	4/12
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Raíz	<i>Dactylonectria</i>	6/12
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Raíz	Botryosphaeriaceae	1/12
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Raíz	Otros	1/12
17		Jalisco	Amatitlán	Raíz	<i>Fusarium</i>	6/10
17		Jalisco	Amatitlán	Raíz	Botryosphaeriaceae	2/10
17		Jalisco	Amatitlán	Raíz	Otros	2/10

Cuadro 3. Aislamientos obtenidos a partir de corona de plantas de arándano.

Predio	Nombre comercial	Estado	Municipio	Órgano	Identidad	Frecuencia de aislamiento
1	El reparo	Michoacán	Morelia	Corona	<i>Fusarium</i>	1/9
5	Buena Vista Berries	Michoacán	Pátzcuaro	Corona	Botryosphaeriaceae	11/12
5	Buena Vista Berries	Michoacán	Pátzcuaro	Corona	Otros	1/12
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Corona	Botryosphaeriaceae	3/5
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Corona	<i>Fusarium</i>	1/5
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Corona	Otros	1/5
7	Noemi x Madeira	Michoacán	Tarímbaro	Corona	Botryosphaeriaceae	6/6
8	Noemi x Manila	Michoacán	Tarímbaro	Corona	botryosphaeriaceae	3/5

8	Noemi x Manila	Michoacán	Tarímbaro	Corona	Otros	2/5
9	Byos x Maldiva	Guanajuato	Cortázar	Corona	<i>Fusarium</i>	2/3
9	Byos x Maldiva	Guanajuato	Cortázar	Corona	Otros	1/3
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Corona	<i>Fusarium</i>	2/2
11	Osvaldo	Michoacán	Zirahuén	Corona	<i>Fusarium</i>	2/3
11	Osvaldo	Michoacán	Zirahuén	Corona	Otros	1/3
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Corona	<i>Fusarium</i>	3/6
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Corona	<i>Neopestalotiopsis</i>	3/6
13	Berries Sarita	Michoacán	Salvador Escalante	Corona	<i>Fusarium</i>	1/2
13	Berries Sarita	Michoacán	Salvador Escalante	Corona	Otros	1/2
14	Tres Marías	Michoacán	Pátzcuaro	Corona	Botryosphaeriaceae	1/2
14	Tres Marías	Michoacán	Pátzcuaro	Corona	<i>Dactylonectria</i>	1/2
15	Betablue			Corona	<i>Fusarium</i>	1/1
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Corona	<i>Fusarium</i>	3/8
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Corona	<i>Dactylonectria</i>	3/8
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Corona	Botryosphaeriaceae	1/8
16	Giddings	Michoacán	Atacheo	Corona	Otros	1/8
17		Jalisco	Amatitan	Corona	Botryosphaeriaceae	3/5

17	Jalisco	Amatitan	Corona	Otros	2/5
----	---------	----------	--------	-------	-----

Cuadro 4. Aislamientos obtenidos a partir de base del tallo de plantas de arándano.

Predio	Nombre comercial	Estado	Municipio	Órgano	Identidad	Frecuencia de aislamiento
5	Buena Vista Berries	Michoacán	Pátzcuaro	Tallo	Botryosphaeriaceae	11/11
6	San Rafael	Michoacán	Tarímbaro	Tallo	Botryosphaeriaceae	4/4
7	Noemi x Madeira	Michoacán	Tarímbaro	Tallo	botryosphaeriaceae	4/4
8	Noemi x Manila	Michoacán	Tarímbaro	Tallo	Botryosphaeriaceae	6/6
9	Byos x Maldiva	Guanajuato	Cortázar	Tallo	<i>Neopestalotiopsis</i>	3/3
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Tallo	<i>Fusarium</i>	1/3
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Tallo	Botryosphaeriaceae	1/3
10	Byos x Biloxi	Guanajuato	Cortázar	Tallo	<i>Neopestalotiopsis</i>	1/3
12	Los Tulipanes	Michoacán	Zirahuén	Tallo	<i>Neopestalotiopsis</i>	5/5
17		Jalisco	Amatitlán	Tallo	<i>Neopestalotiopsis</i>	1/1

Cuadro 5. cepas seleccionadas para caracterización morfológica, identificación molecular y pruebas de patogenicidad.

Estado	Variedad	Órgano	Identidad	Clave
Michoacán	Azra blue	Corona	<i>Diplodia</i> sp.	AC29
Michoacán	Azra blue	Corona	<i>Diplodia</i> sp.	AC32
Michoacán	Azra blue	Tallo	<i>Diplodia</i> sp.	AT36
Michoacán	Azra blue	Tallo	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AT39
Michoacán	Madeira	Raíz	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AR62
Michoacán	Madeira	Tallo	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AT66
Michoacán	Madeira	Raíz	<i>Diplodia</i> sp.	AR78
Michoacán	Madeira	Corona	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AC84
Michoacán	Madeira	Raíz	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AR85
Michoacán	Manila	Tallo	<i>Lasiodiplodia</i> sp.	AR92
Michoacán	Manila	Corona	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AC94
Michoacán	Manila	Raíz	<i>Fusarium</i> sp.	AR99
Guanajuato	Maldiva	Tallo	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>	AT106
Guanajuato	Biloxi	Raíz	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	AR115
Michoacán	Madeira	Corona	<i>Fusarium</i> sp.	AC123
Michoacán	Madeira	Raíz	<i>Fusarium</i> sp.	AR126
Michoacán	Mega Herly	Raíz	<i>Fusarium</i> sp.	AR136
Michoacán	Mega Herly	Tallo	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>	AT138
Michoacán	Mega Herly	Corona	<i>Neopestalotiopsis hispanica</i>	AC142
Michoacán	Mega Herly	Corona	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>	AC147
Michoacán	Biloxi	Corona	<i>Fusarium</i> sp.	AC148
Michoacán	Biloxi	Tallo	<i>Lasiodiplodia</i> sp.	AT161
Michoacán	Biloxi	Raíz	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>	AR163
Jalisco	Azra blue	Corona	<i>Fusarium</i> sp.	AC166
Jalisco	Azra blue	Raíz	<i>Fusarium</i> sp.	AR169
Michoacán	OzBlue Mágica	Raíz	<i>Fusarium</i> sp.	AR182
Michoacán	Madeira	Raíz	<i>Diplodia</i> sp.	AR200

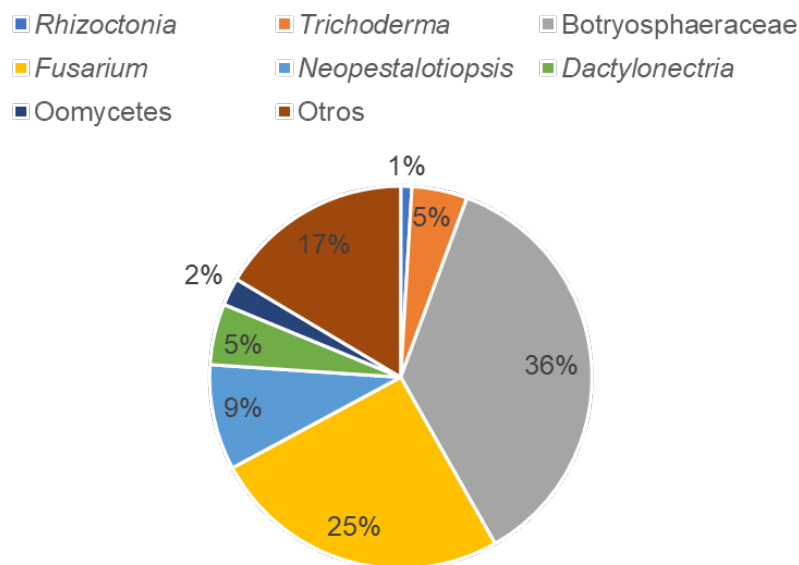


Figura 6. Frecuencia de aislamiento de géneros de hongos aislados de plantas de arándano con base en la caracterización morfológica.

3.3.3. Caracterización morfológica

Se realizó la caracterización morfológica de los géneros con mayor frecuencia de aislamiento que fueron, Botryosphaeriaceae, *Fusarium* y *Neopestalotiopsis*.

El aislamiento AR29 caracterizado como *Diplodia* sp., llenó la caja Petri (90 × 15 mm) a los 5 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1.6 \pm 0,1$ cm/día, el color de la colonia en crecimiento activo era blanco grisáceo por la parte frontal, conforme la colonia envejecía se tornó de coloración blanco grisáceo, con micelio de apariencia algodonosa, el reverso varió de color blanco a verde oliva con apariencia algodonosa, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y unicelulares, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, septados, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de $21.2 \times 12.98 \mu\text{m}$ (Fig. 7).

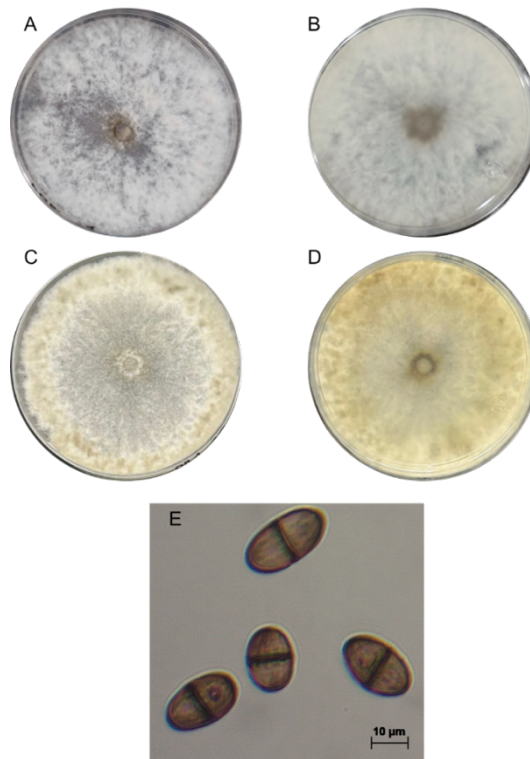


Figura 7. Cepa identificada como *Diplodia* sp. (AC29). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AR32 fue identificado de manera preliminar como perteneciente al género *Diplodia*, con base en características morfológicas observadas el cual fue sometido a condiciones de oscuridad total y una temperatura de 28 °C, el hongo cubrió por completo la caja Petri a los 4 días después de la siembra, esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde la parte frontal era grisáceo durante el crecimiento activo, conforme la colonia envejecía se tornó de color blanco grisáceo, con micelio de aspecto algodonoso, el reverso mostró una coloración que variaba de blanco a gris claro manteniendo la textura similar. Los conidios presentaron morfología subovoide a elipsoidal, hialinos clasificados en su etapa inicial como amerosporas por carecer de septos, mientras que en su etapa madura prevalecieron de color marrón oscuro, clasificados como didimosporas con paredes gruesas y superficie estriada

longitudinalmente. Las dimensiones promedio fueron de $23.05 \times 12.71 \mu\text{m}$ (Fig. 8).

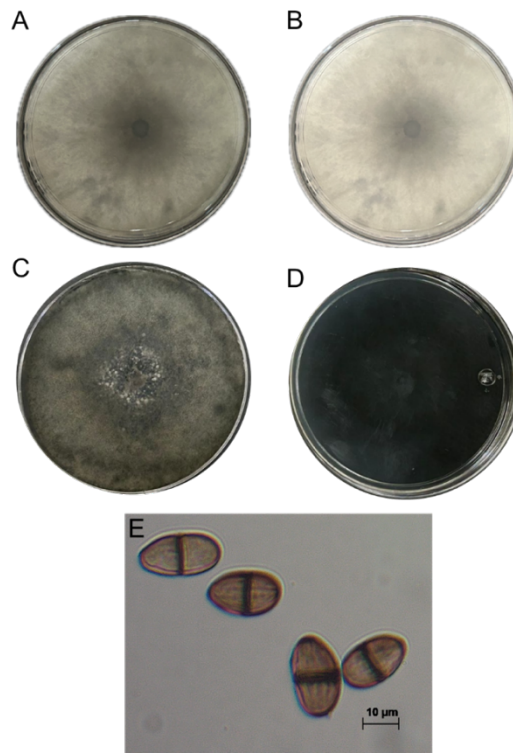


Figura 8. Cepa identificada como *Diplodia* sp. (AC32). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AT36 fue clasificado como *Diplodia*, este llenó la caja Petri ($90 \times 15 \text{ mm}$) a los 5 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28°C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento promedio de $1.6 \pm 0,1 \text{ cm/día}$, el color de la colonia vista desde la parte frontal en crecimiento activo era blanco grisáceo, conforme la colonia envejecía se tornó de coloración blanco grisáceo, con micelio de apariencia algodonosa, así mismo, el reverso varió de blanco a gris claro con aspecto algodonoso, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y de tipo amerospora, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de $20.73 \times 12.55 \mu\text{m}$ (Fig. 9).

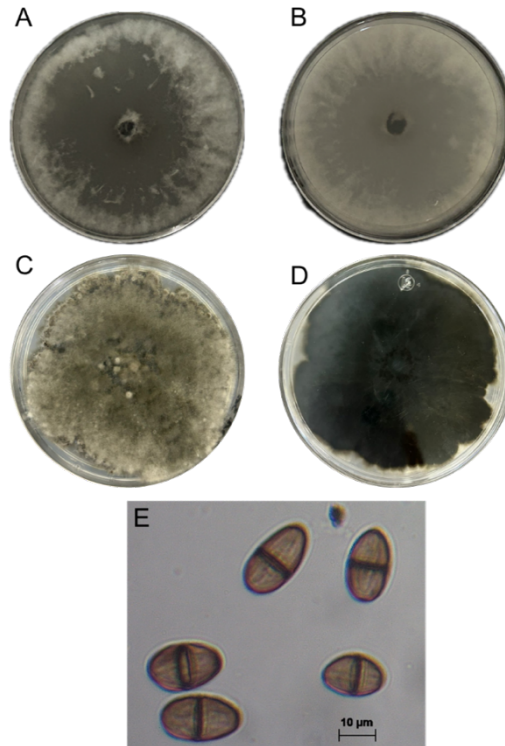


Figura 9. Cepa identificada como *Diplodia* sp. (AT36). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AT39 se identificó como *Lasiodiplodia*, su crecimiento completo fue a los 5 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento promedio de $1.6 \pm 0,1$ cm/día, el color de la colonia vista desde la parte frontal en crecimiento activo fue blanco grisáceo, conforme la colonia envejecía se tornó de coloración negro grisáceo con presencia de conidiomas en el centro de la colonia, micelio de apariencia algodonosa, el reverso variaba de color blanco a grisáceo claro a negro grisáceo con apariencia algodonosa, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos de tipo amerospora. En su maduración eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora con paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 20.89×12.72 µm (Fig. 10).

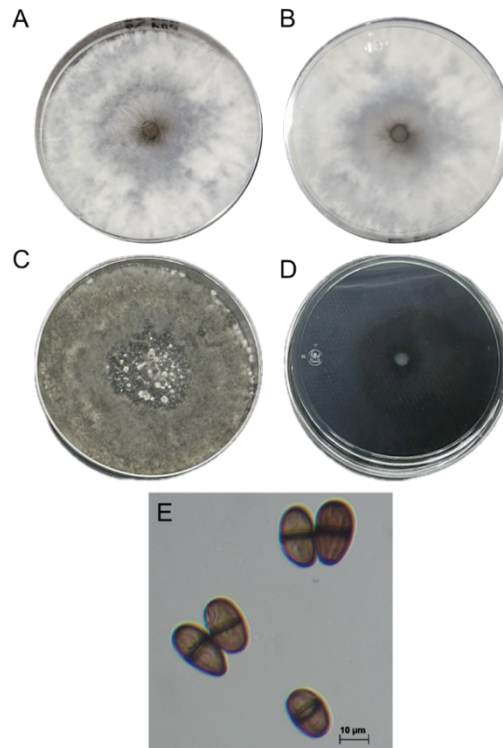


Figura 10. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AT39). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AR62 se caracterizó como *Lasiodiplodia*, su crecimiento total lo completo a los 6 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de 1.3 ± 0.2 cm/día, en promedio. El color de la colonia vista desde la parte frontal era blanco grisáceo y el centro de la misma verde oliva, conforme la colonia envejecía su color varió de gris a negro, la textura del micelio fue de aspecto algodonosa, el reverso varió de color blanco a grisáceo claro con el centro más oscuro, de textura similar a la frontal, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y de tipo amerospora los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 24.24×12.92 µm (Fig. 11).

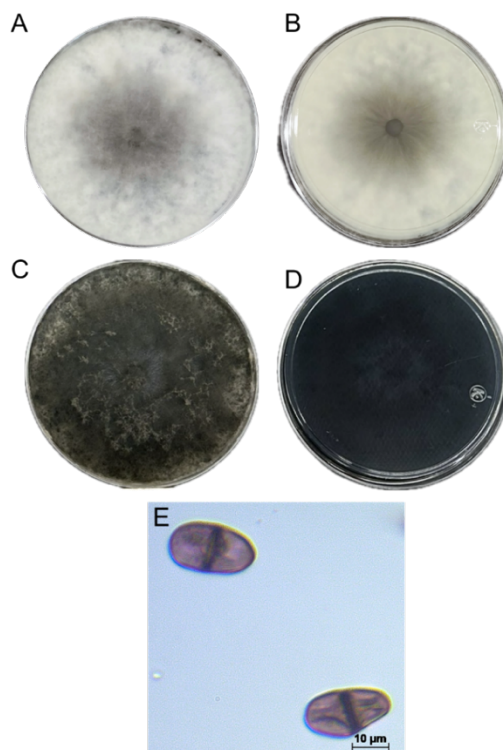


Figura 11. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AR62). A) Parte frontal de la colonia a los 5 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 5 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

Con base en las características morfológicas el aislamiento AR66 se identificó como *Lasiodiplodia*, a los 4 días después de la siembra completo su crecimiento bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día, promedio el color de la colonia vista desde la parte frontal en crecimiento activo era blanco grisáceo y el centro de la misma coloreado de marrón, conforme la colonia envejecía se tornó de coloración negro grisáceo, micelio de apariencia algodonosa, el reverso variaba de color blanco a grisáceo claro con el centro más oscuro, apariencia similar. Los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y tipo amerospora los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 24.55×14.69 μm (Fig. 12).

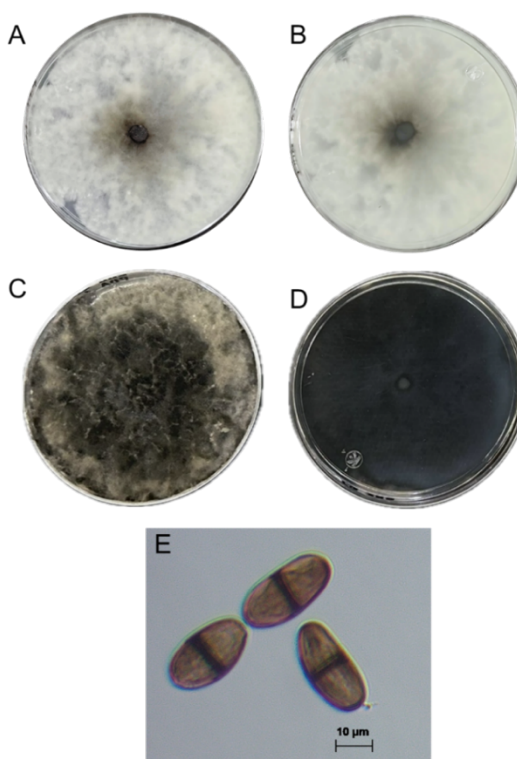


Figura 12. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AR66). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

Con base en las características morfológicas el aislamiento AR78 se identificó como *Diplodia*, 8 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C completo su crecimiento, esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día. El color de la colonia vista de manera frontal en crecimiento activo era blanco grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color negro grisáceo, micelio con aspecto algodonoso, el reverso variaba de color blanco a grisáceo con el centro más intenso, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos de tipo amerospora. Los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de $19.71 \times 12.38 \mu\text{m}$ (Fig. 13).

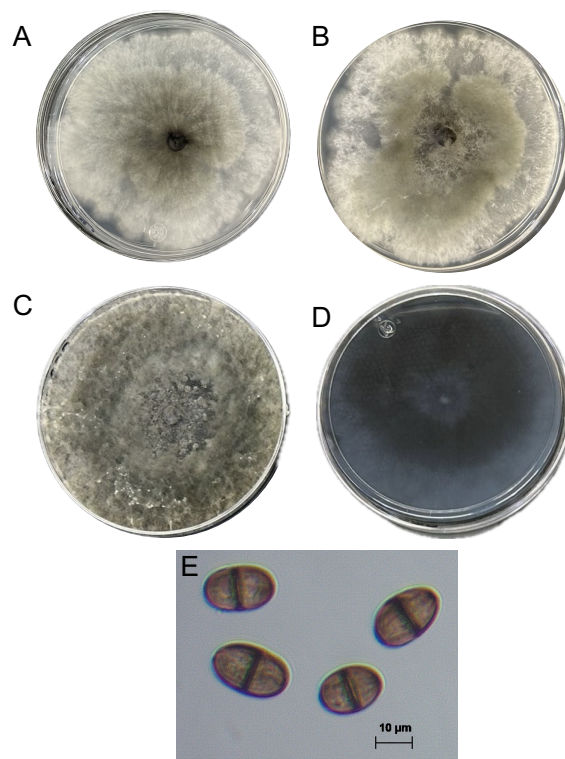


Figura 13. Cepa identificada como *Diplodia* sp. (AR78). A) Parte frontal de la colonia a los 8 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 8 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 12 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 12 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

Con base en la caracterización el aislamiento AC84 se identificó como *Lasiodiplodia*, su crecimiento lo completo a los 4 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día, promedio. El color de la colonia vista frontalmente en crecimiento activo fue grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color negro grisáceo, micelio algodonoso, el reverso varió de color negro grisáceo con el centro más intenso, apariencia algodonosa. Los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y unicelulares, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 23.69×13.46 µm (Fig. 14).

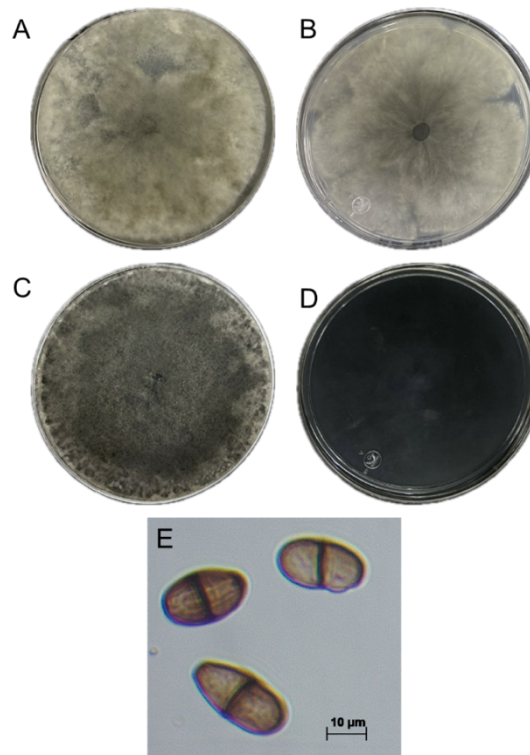


Figura 14. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AC84). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

Se caracterizó el aislamiento AR85 como *Lasiodiplodia*, a los 4 días después de la siembra creció en su totalidad dentro de la caja Petri bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era blanco grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color gris intenso, micelio algodonoso. El reverso varió de color negro apariencia algodonosa, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y unicelulares, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, septados, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 22.17×13.15 μm (Fig. 15).

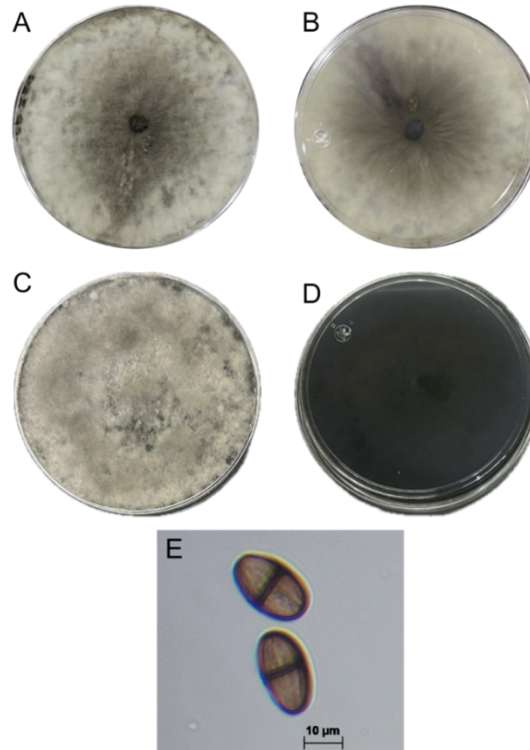


Figura 15. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AR85) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros

El aislamiento AT92 fue caracterizado como *Lasiodiplodia*, su crecimiento total en la caja Petri (90 × 15 mm) fue a los 4 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C, esto indicó una tasa de crecimiento promedio de $2 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista frontalmente en crecimiento activo era blanco grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color gris intenso, y textura similar a la frontal, el reverso varió de color negro. Los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos de tipo amerospora, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, septados, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 23.07×12.69 µm (Fig. 16).

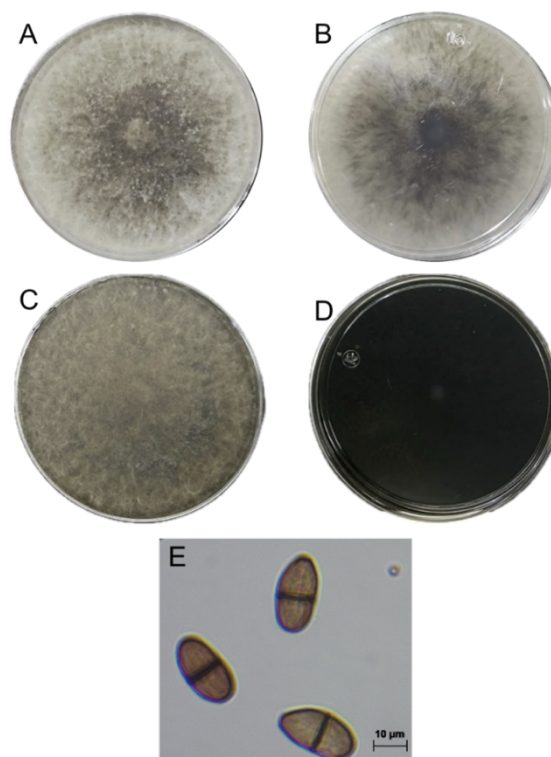


Figura 16. Cepa identificada como *Lasiodiplodia* sp. (AT92) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros

La caracterización realizada para el aislamiento AC94 correspondió a *Lasiodiplodia theobromae*, misma que 4 días después de la siembra creció en su totalidad bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento promedio de $2 \pm 0,2$ cm/día. El color de la colonia vista frontalmente era blanco grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color gris intenso con el centro de la colonia claro, micelio algodonoso, el reverso varió de color negro con pequeñas manchas de color oscuro, apariencia algodonosa, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y de tipo amerospora, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, de tipo didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 21.95×12.75 µm (Fig. 17).

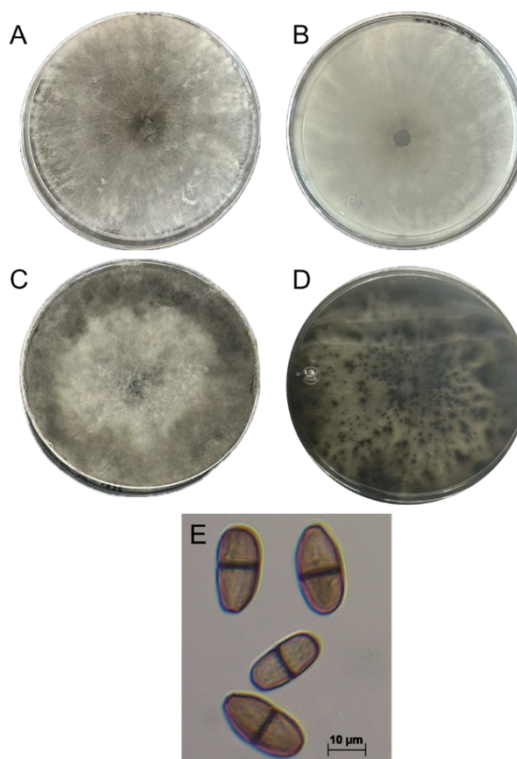


Figura 17. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AC94) A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AR115 se identificó como *Lasiodiplodia*, llenó la caja Petri (90 × 15 mm) a los 4 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día en promedio. El color de la colonia vista desde la parte frontal en crecimiento activo fue blanco grisáceo y el centro gris intenso, conforme la colonia envejecía se tornó de color gris intenso, micelio de apariencia similar a la frontal. El reverso varió de color negro con aspecto algodonoso, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y amerospora, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente con dimensiones de 22.26×13.40 µm (Fig. 18).

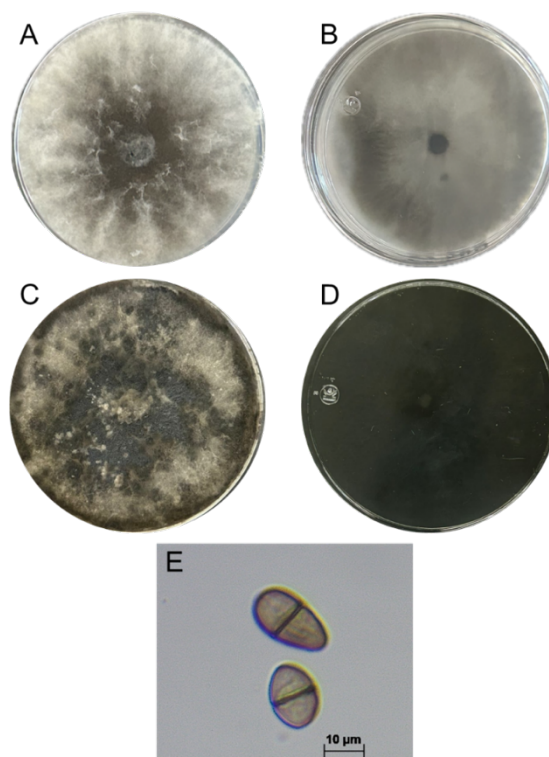


Figura 18. Cepa identificada como *Lasiodiplodia theobromae* (AR115). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

El aislamiento AR161 se caracterizó como *Lasiodiplodia*, llenó la caja Petri (90 × 15 mm) a los 4 días después de la siembra bajo condiciones de completa oscuridad y a 28 °C en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $2 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era blanco grisáceo, conforme la colonia envejecía se tornó de color marrón claro, micelio algodonoso, el reverso varió de color blanco grisáceo a marrón claro con micelio de aspecto similar al frontal, los conidios eran de forma subovoide a elipsoide, inicialmente hialinos y de tipo amerospora, los conidios maduros eran de color marrón oscuro, didimospora, paredes gruesas y superficie estriada longitudinalmente (Fig. 19).

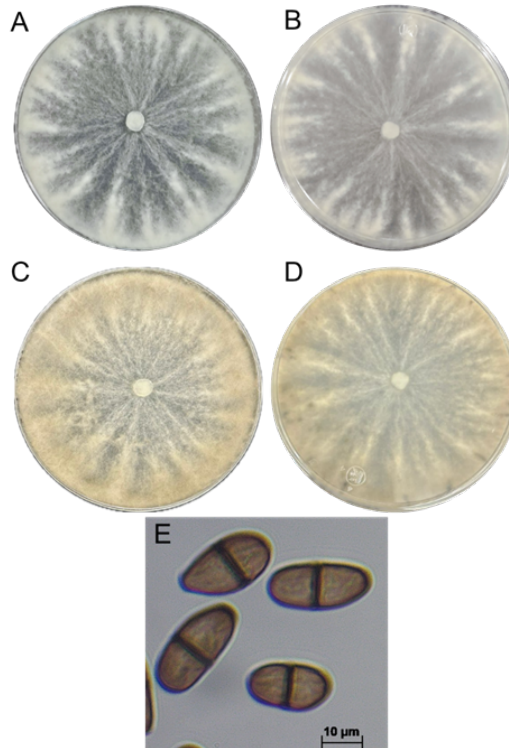


Figura 19. Cepa identificada como *Lasiodiplodia* sp. (AT161). A) Parte frontal de la colonia a los 4 días después de la siembra, B) Reverso de la colonia a los 4 días después de la siembra, C) Parte frontal de la colonia a los 10 días después de la siembra, D) Reverso de la colonia a los 10 días después de la siembra, E) Conidios maduros.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AT106 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra incubada a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el anverso en crecimiento activo era de color blanco textura motosa, márgenes irregulares, con poca producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco amarillento (Fig. 20).

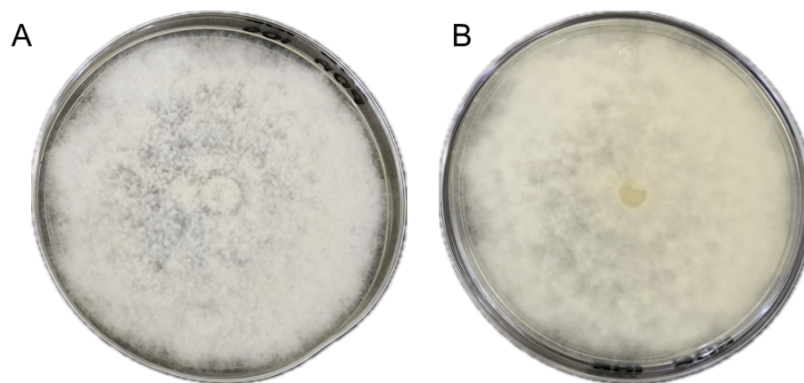


Figura 20. Cepa identificada como *Neopestalotiopsis rosae* (AT106). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AT138 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja a los 7 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1.14 \pm 0,1$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color blanco textura ligeramente motosa, márgenes concéntricos, con poca o nula producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco amarillento (Fig. 21).

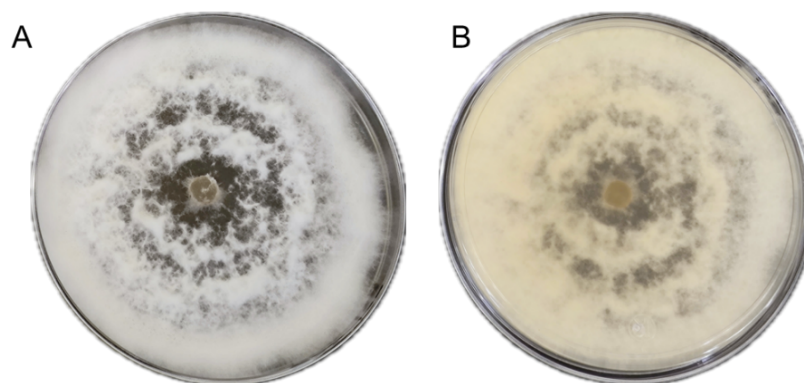


Figura 21. Cepa identificada como *Neopestalotiopsis rosae* (AT138). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AC142 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja a los 7 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1.14 \pm 0,1$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era

de color blanco textura aterciopelada, márgenes irregulares, con poca o nula producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco amarillento (Fig. 22).

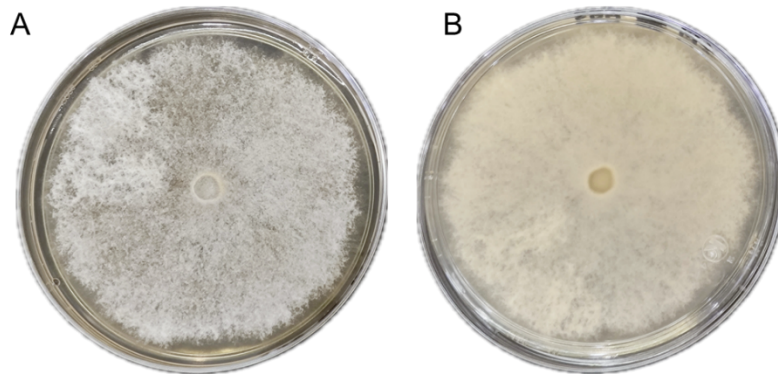


Figura 22. Cepa identificada como *Neopestalotiopsis hispanica* (AC142). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AC147 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja Petri a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento promedio $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color blanco textura motosa, márgenes irregulares, con poca producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco (Fig. 23).

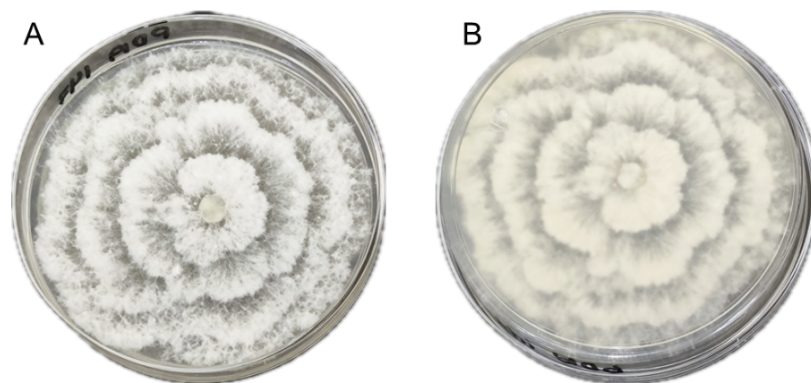


Figura 23. Cepa identificada como *Neopestalotiopsis rosae* (AC147). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR163 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja a los 8 días después

de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color blanco textura motosa, márgenes irregulares, con poca producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco amarillento (Fig. 24).

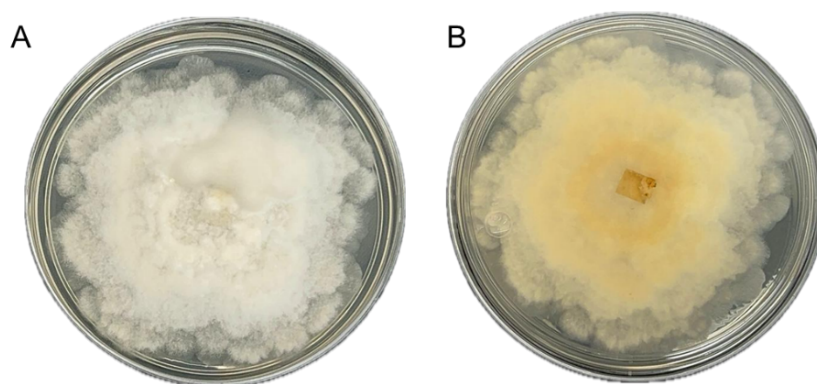


Figura 24. Cepa identificada como *Neopestalotiopsis rosae* (AR163). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR200 como *Neopestalotiopsis*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color blanco textura motosa, márgenes irregulares, con poca producción de acérvulos en medio de cultivo PDA, el reverso de la colonia era de color blanco amarillento (Fig. 25).

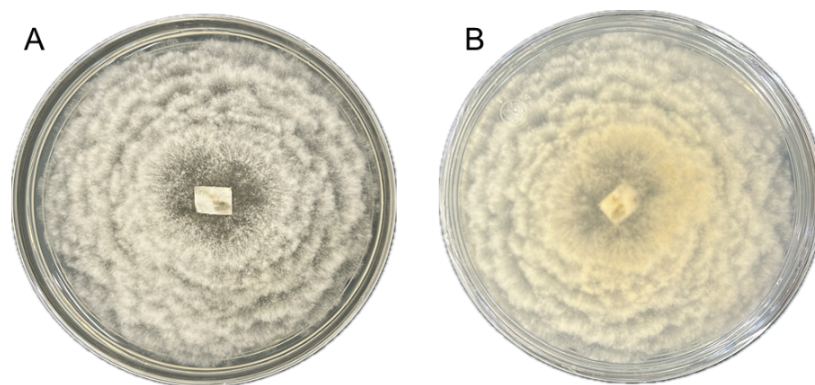


Figura 25. Ceba identificada como *Neopestalotiopsis hispanica* (AR200). A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Los conidios eran fusoides a elipsoides, con presencia de 4 a 5 células (fragmospora), las de los extremos eran hialinas y las del centro versicoloras, el promedio de la medida de largo y ancho de los conidios 23.62 μm de largo y 8.07 μm de ancho, con células basales generalmente cónicas acompañadas de un diminuto apéndice, la célula, además se observó la presencia en cada uno de los conidios de 2 a 3 apéndices apicales (Fig. 26).



Figura 26. Conidios representativos de las cepas de *Neopestalotiopsis*.

En las colonias de *Fusarium* se observó una alta variabilidad en cuanto a la coloración del micelio, ya que de acuerdo con Leslie y Summerel (2006) esto depende directamente de las condiciones ambientales, luz, medios nutritivos y temperatura a las que se expongan los aislamientos.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR99 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la

siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color rojo intenso, márgenes irregulares, presencia de anillamientos, el reverso de la colonia era de color rojo intenso (Fig. 27).

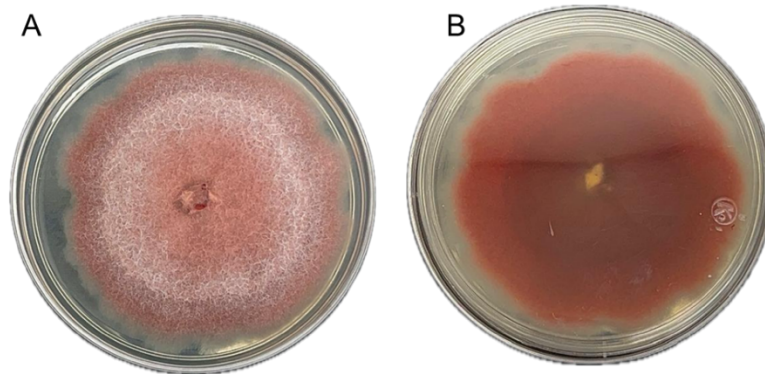


Figura 27. Aislamiento AR99 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AC123 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color rosado-violeta, márgenes irregulares, sin presencia de anillamientos, el reverso de la colonia era de un color parecido al observado en el Parte frontal (Fig. 28).

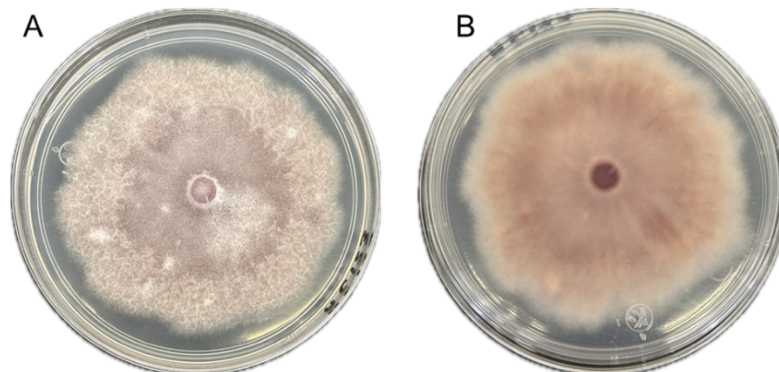


Figura 28. Aislamiento AC123 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR126 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color blanco y ligeramente salmón, márgenes irregulares, con presencia de estrías, el reverso de la colonia era de color salmón claro (Fig. 29).

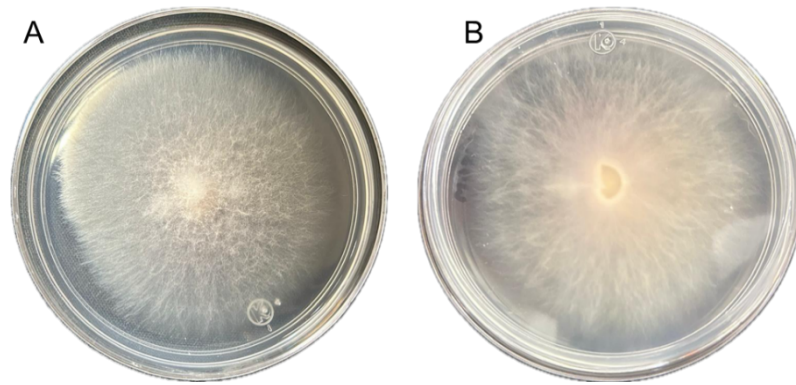


Figura 29. Aislamiento AR126 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR136 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color violeta, márgenes irregulares, con presencia anillamiento y estrías, el reverso de la colonia era de color rojo (Fig. 30).

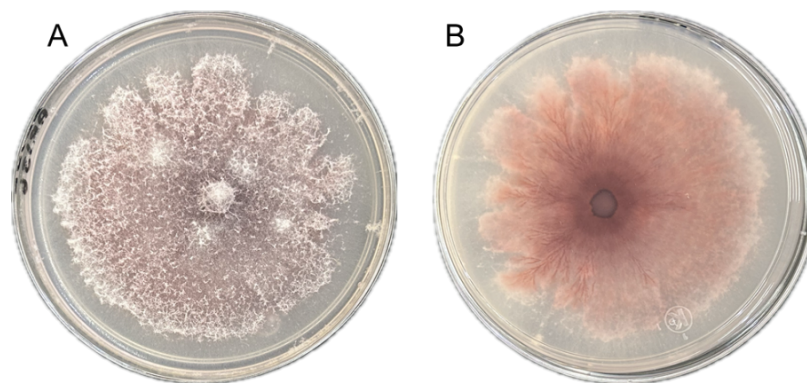


Figura 30. Aislamiento AR136 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AC148 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo era de color violeta claro, con presencia anillamiento y aglomeraciones de micelio de color blanco, el reverso de la colonia era de color ligeramente rojo (Fig. 31).

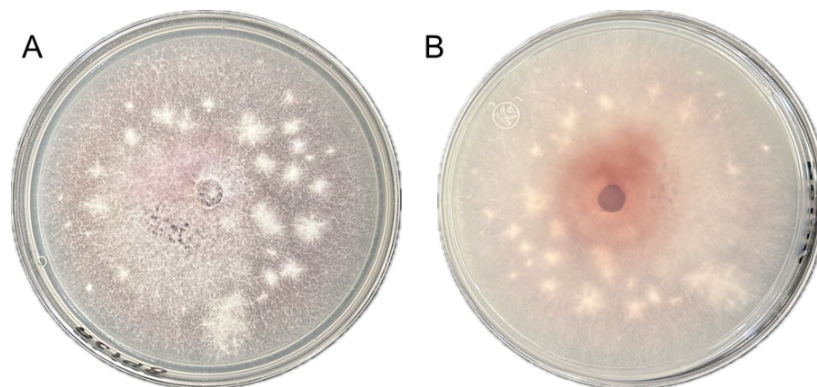


Figura 31. Aislamiento AC148 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AC166 como *Fusarium*, llenó la caja a los 8 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $1 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo y justo en el centro de la colonia era de color amarillo claro, el resto de la colonia presentaba

un color blanco con presencia de aglomeraciones de micelio de color blanco y estrías en la periferia, el reverso de la colonia era de color amarillo intenso en el centro y blanco en la periferia acompañado de estrías (Fig. 32).

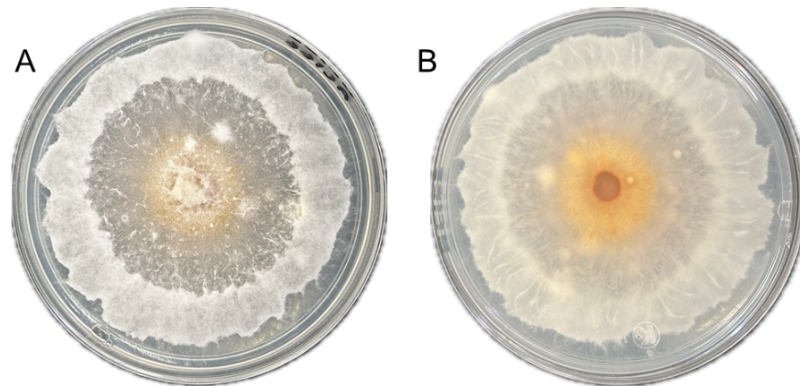


Figura 32. Aislamiento AC166 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR169 como *Fusarium*, llenó la caja a los 10 días después de la siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $.8 \pm 0,1$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo presentaba un color violeta en el centro, mientras que en la periferia se observó un color rosado, con márgenes irregulares y estrías, el reverso de la colonia era de color violeta al centro con la periferia más clara (Fig. 33).

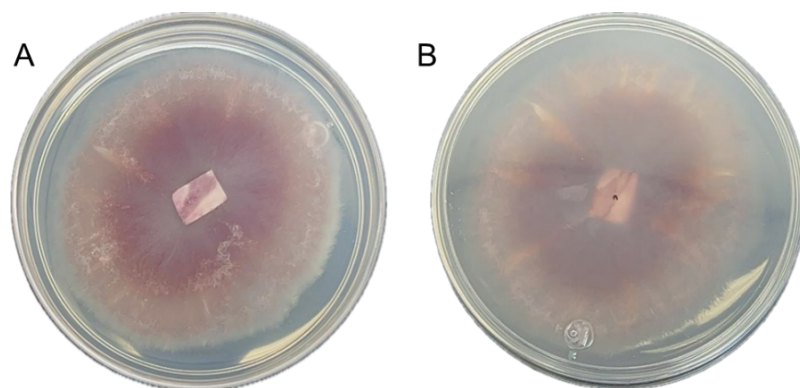


Figura 33. Aislamiento AR169 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

Con base en las características morfológicas se caracterizó de forma preliminar al aislamiento AR182 como *Fusarium*, llenó la caja a los 12 días después de la

siembra a 25 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad en agar papa dextrosa (PDA), esto indicó una tasa de crecimiento de $0.6 \pm 0,2$ cm/día, el color de la colonia vista desde el Parte frontal en crecimiento activo presentaba un color purpura, con márgenes irregulares, el reverso de la colonia era de coloración purpura intenso (Fig. 34).

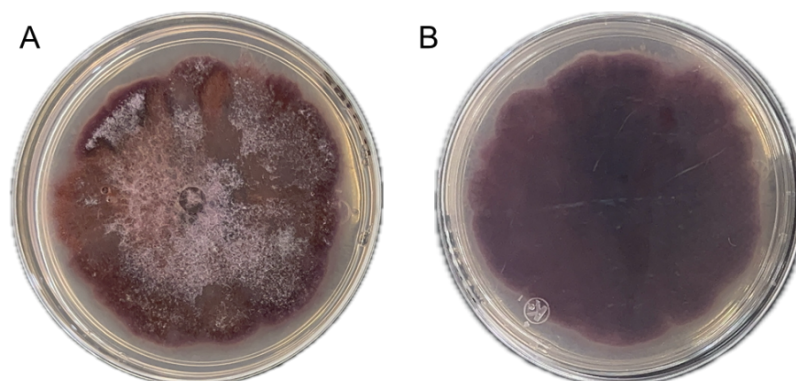


Figura 34. Aislamiento AR182 caracterizado como *Fusarium* A) Parte frontal de la colonia, B) Reverso de la colonia.

3.3.4. Identificación mediante reconstrucción filogenética

Se realizaron análisis filogenéticos de 27 cepas representativas para esta investigación (Cuadro 6), el análisis filogenético reveló 4 cepas de *Diplodia* sp. (AC29, AC32, AT36 AC78); 7 cepas de *Lasiodiplodia theobromae* (AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94, AR115); 2 cepas de *Lasiodiplodia* sp. (AT92, AT161) (Fig. 35); 4 cepas de *Neopestalotiopsis rosae* (AT106, AT138, AC147, AR163); 2 cepas de *Neopestalotiopsis hispanica* (AC143, AR200) (Fig. 36); 8 cepas de *Fusarium* (Fig. 37).

Aislamiento	Identidad
AC29	<i>Diplodia</i> sp.
AC32	<i>Diplodia</i> sp.
AT36	<i>Diplodia</i> sp.
AT9	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AR62	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AT66	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AR78	<i>Diplodia</i> sp.
AC84	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AR85	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AR92	<i>Lasiodiplodia</i> sp.
AC94	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AR99	<i>Fusarium</i> sp.
AT106	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>
AR115	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>
AC123	<i>Fusarium</i> sp.
AR126	<i>Fusarium</i> sp.
AR136	<i>Fusarium</i> sp.
AT138	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>
AC142	<i>Neopestalotiopsis hispanica</i>
AC147	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>
AC148	<i>Fusarium</i> sp.
AT161	<i>Lasiodiplodia</i> sp.
AR163	<i>Neopestalotiopsis rosae</i>
AC166	<i>Fusarium</i> sp.
AR169	<i>Fusarium</i> sp.
AR182	<i>Fusarium</i> sp.
AR200	<i>Neopestalotiopsis hispanica</i>

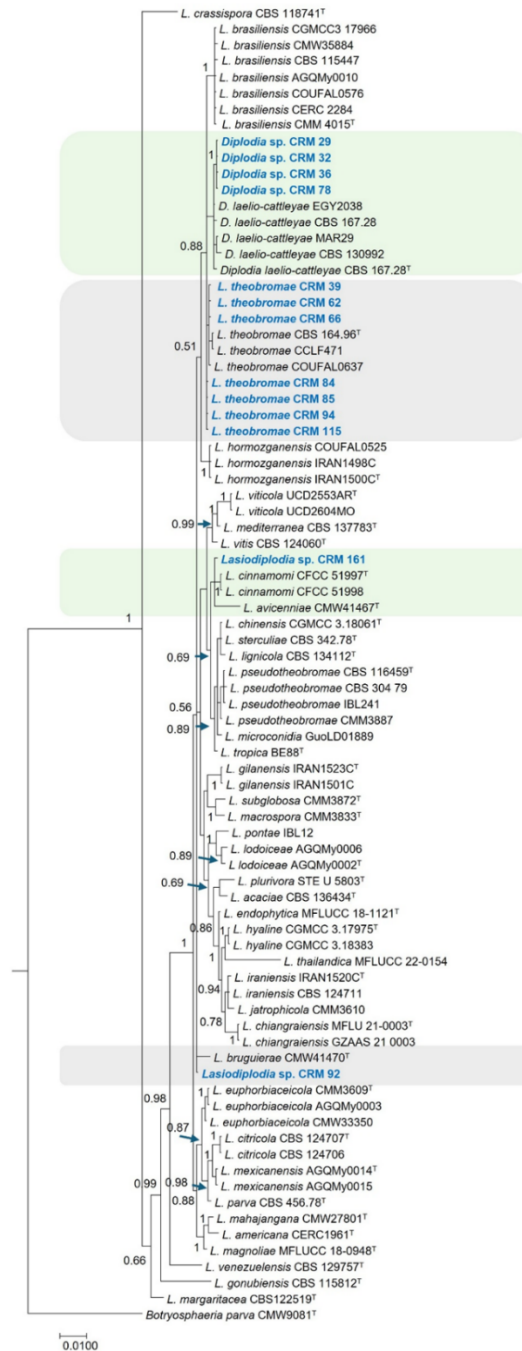


Figura 35. Árbol filogenético multilocus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas del factor de elongación de la traducción 1- α ; las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4; y la β -tubulina. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con *Botryosphaeria parva*. Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color verde y gris.

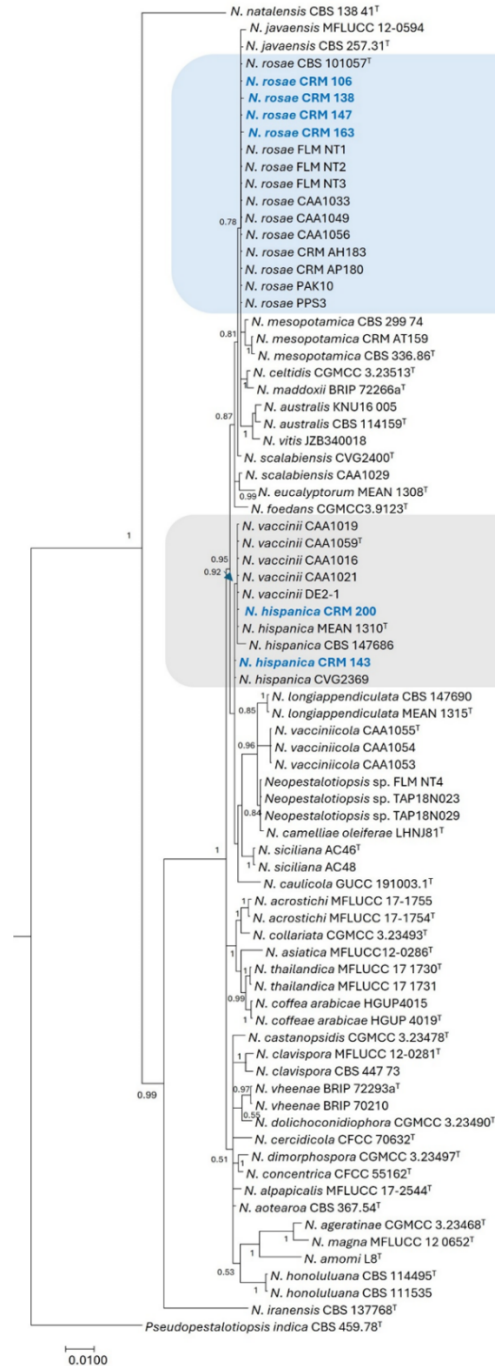


Figura 36. Árbol filogenético multilocus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas del factor de elongación de la traducción 1- α ; las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4; y β -tubulina. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con *Pseudoestalotiopsis indica*. Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color azul y gris.

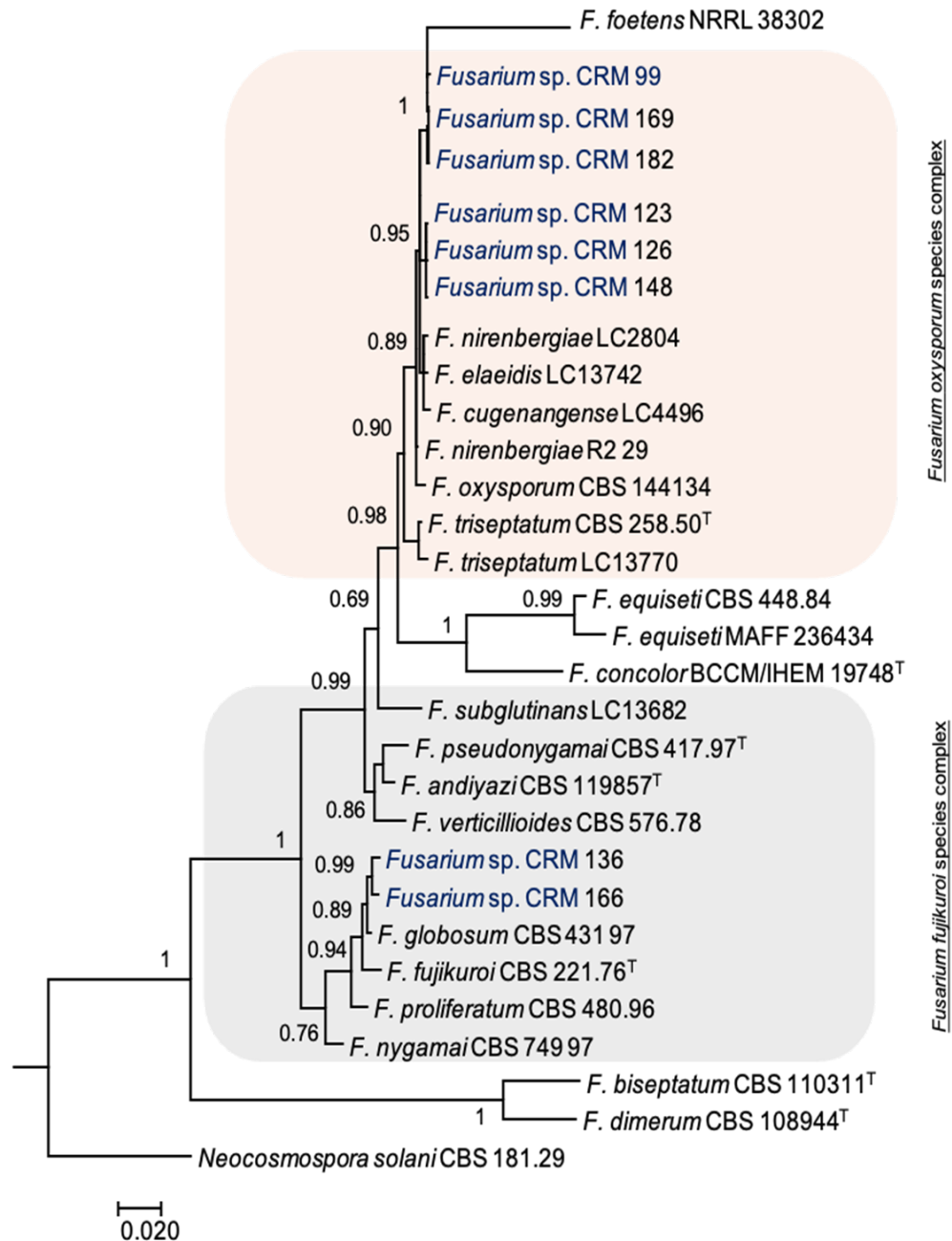


Figura 37. Árbol filogenético single locus, inferido a partir de un análisis bayesiano basado en las secuencias combinadas de las regiones espaciadoras de transcripción interna 5 y 4. Las probabilidades posteriores bayesianas se indican junto a los nodos. El árbol se enraizó con *Neocosmospora solani*. Las especies seleccionadas para este estudio se encuentran en recuadros de color salmón y gris.

3.3.5. Patogenicidad de hongos obtenidos de raíz y corona de arándano

De acuerdo con los resultados obtenidos de las inoculaciones con discos de micelio para *Diplodia* sp., *Lasiodiplodia theobromae* y *Lasiodiplodia* sp., se evidencio que las cepas AC29, AC32, AT36, AT39, AR62, AT66, AR78, AC84, AR85, AC94, AT161, fueron patogénicas, sin embargo, las cepas AR92 Y AR115 no causaron lesiones en los tallos inoculados (Fig. 38). Todas las cepas patogénicas presentaron comportamientos diferentes respecto al tamaño de la lesión a través del tiempo. La cepa AT36 correspondiente a *Diplodia* sp. fue la menos agresiva con un promedio de la longitud de la lesión a los 40 días después de la inoculación (DDI) de 11.85 mm, sin embargo, AC32 resultó con mayor agresividad con un promedio de la longitud de la lesión a los 40 DDI de 34.88mm, en contraste con AC29, AC32 y AT36 (Fig. 39 y 46). Asimismo, de las 2 cepas identificadas como *Lasiodiplodia* sp., (AT92 y AT161) únicamente la cepa AT161 resultó ser patogénica con un promedio de la longitud de la lesión a los 40 DDI de 31.24 mm (Fig. 40 y 47). Las cepas identificadas como *L. theobromae* (AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94 y AR115) la más agresiva fue AC84 con un promedio de la longitud de la lesión a los 40 DDI de 49.59 mm, inclusive fue la más agresiva de todas con respecto a las inoculaciones de Botryosphaeriaceae, a su vez la cepa AR62 fue la que presentó menor agresividad con un promedio de la longitud de la lesión a los 40 DDI de 9.77 mm con relación a las cepas AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94 (Fig. 41 y 48). Las lesiones ocasionadas por Botryosphaeriaceae se caracterizaron por una coloración marrón-rojizo con avance hacia la parte apical de las ramas, en algunos casos, delante de la lesión se podía observar una línea de color marrón rojizo claro que ascendía al tejido, evidenciando el avance del hongo dentro del tejido inoculado (Fig. 42). Por otro lado, los resultados obtenidos de las inoculaciones con discos de micelio para *Neopestalotiopsis rosae* (AT106, AT138, AC147, AR163), se evidenció que las cepas AT106, AT138, AR163, fueron patogénicas, siendo la cepa AR163 la más agresiva con un promedio de la longitud de la lesión a los 35 DDI de 15.18 mm, en contraste a la cepa AT138 evidenciándose como la menos agresiva con un promedio de la longitud de la lesión a los 35 DDI de 9.16 mm. En cambio, la cepa

AC147, no mostró síntomas de enfermedad (Fig. 43 y 49), Así mismo respecto a la cepa AR200 identificada como *Neopestalotiopsis hispanica* se confirmó la patogenicidad con un promedio de la longitud de la lesión a los 35 DDI de 6.34mm (Fig. 44 y 50). Cada una de las especies de *Neopestalotiopsis* se comportaron de forma diferente respecto al tamaño de la lesión a través del tiempo, registrando como la cepa más agresiva a *N. rosae* (AR163), en cuanto a la cepa con menor agresividad en contraste a la anterior, la cepa AR200 fue la que presentó menor agresividad con relación a las cepas de *Neopestalotiopsis*. En todos los casos el patógeno se volvió aislar de la zona de avance de las lesiones y se identificó mediante las características de crecimiento de la colonia en PDA. No se observaron lesiones en las plantas control (Fig. 45).

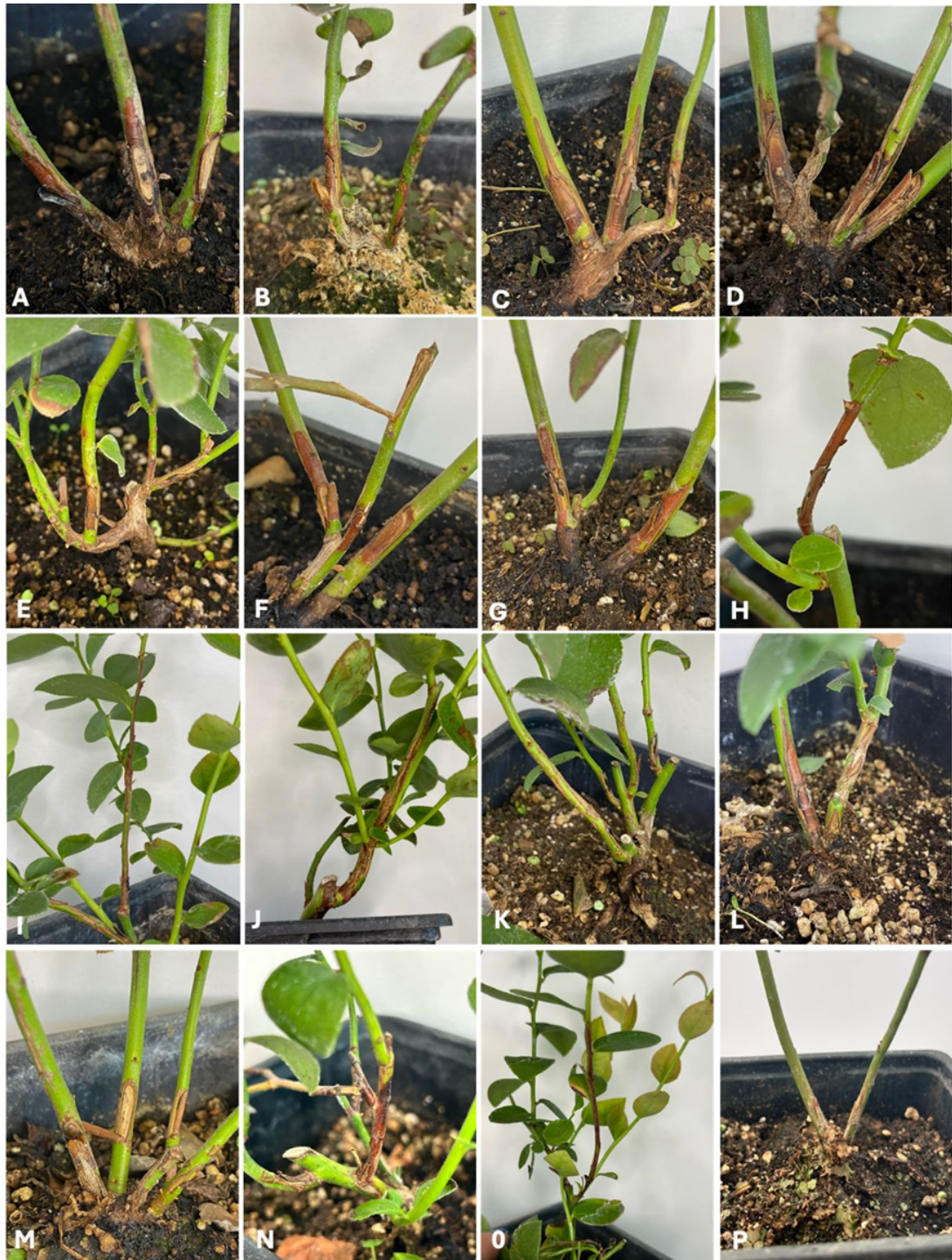


Figura 38. Prueba de patogenicidad en la base del tallo de pantas de arándano con *Diplodia* sp. A) AC29, B) AC32, C) AT36 y G) AR78, *Lasiodiplodia theobromae* D) AT39, E) AR62, F) AT66, H-I) AC84, J) AR85, L) AC94, M) AR115, *Lasiodiplodia* sp. K) AT92, N-O) A161 y Control, P) Testigo.



Figura 39. Longitud de las lesiones representativas de *Diplodia* sp., inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AT36 cepa menos agresiva B) AC32 cepa con mayor agresividad.



Figura 40. Longitud de las lesiones representativas de *Lasiodiplodia* sp., inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AT92 cepa menos agresiva B) AT161 cepa con mayor agresividad.



Figura 41. Longitud de las lesiones representativas de *Lasiodiplodia theobromae*, inoculados con discos de micelio en la base de tallo de arándano A) AR62 cepa menos agresiva B) AC84 cepa con mayor agresividad.



Figura 42. Lesiones en la base del tallo de pantas de arándano con línea de color marrón rojizo claro que ascendía al tejido, evidenciando el avance del hongo dentro del tejido.



Figura 43. Planta de arándano inoculada con discos de micelio en la base de tallo de arándano, con la cepa AC147 identificada como *Neopestalotiopsis rosae*, sin avance en la lesión inoculada.



Figura 44. Planta de arándano inoculada con discos de micelio en la base de tallo de arándano, con la cepa AR200 identificada como *Neopestalotiopsis hispanica*, con significativo avance en la lesión inoculada.



Figura 45. Planta de arándano inoculada con discos de PDA en la base de tallo de arándano utilizadas como testigo, sin avance en la lesión realizada.

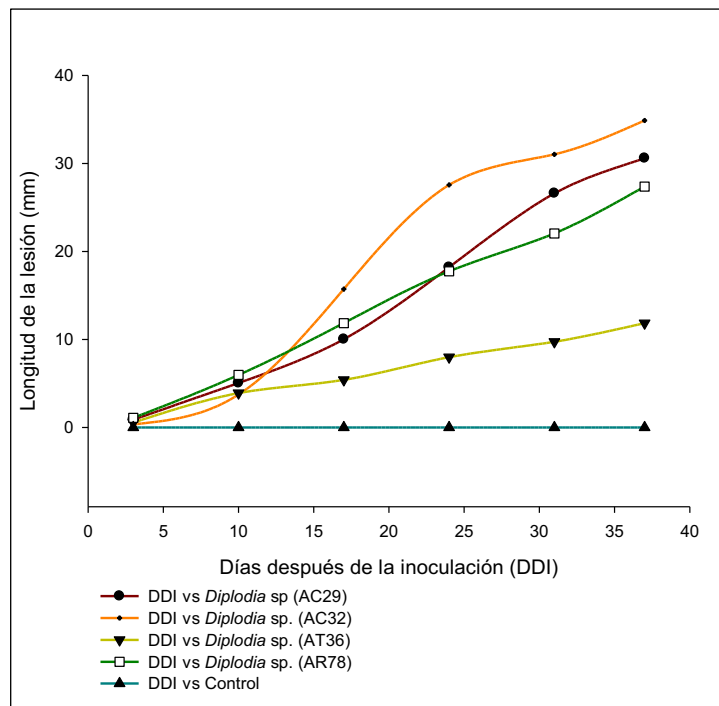


Figura 46. Curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de *Diplodia* sp.

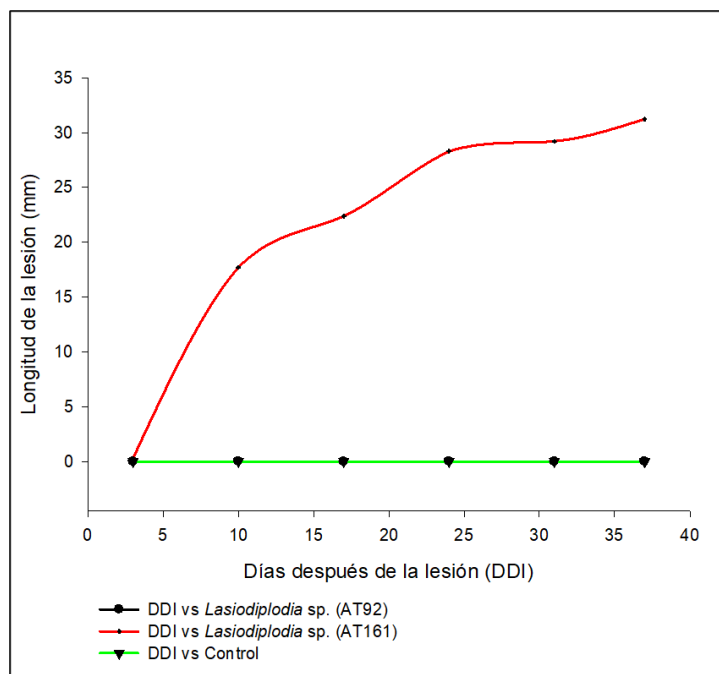


Figura 47. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de *Lasiodiplodia* sp.

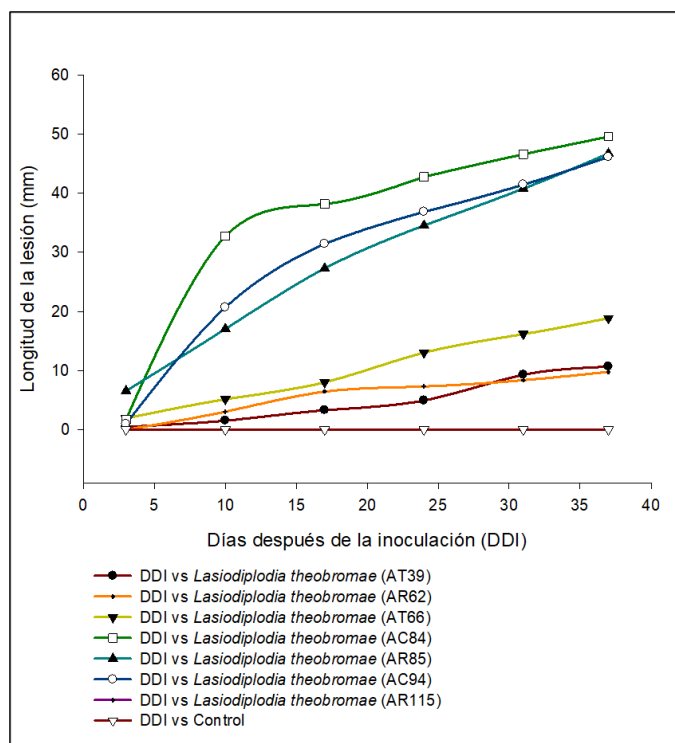


Figura 48. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de *Lasiodiplodia theobromae*.

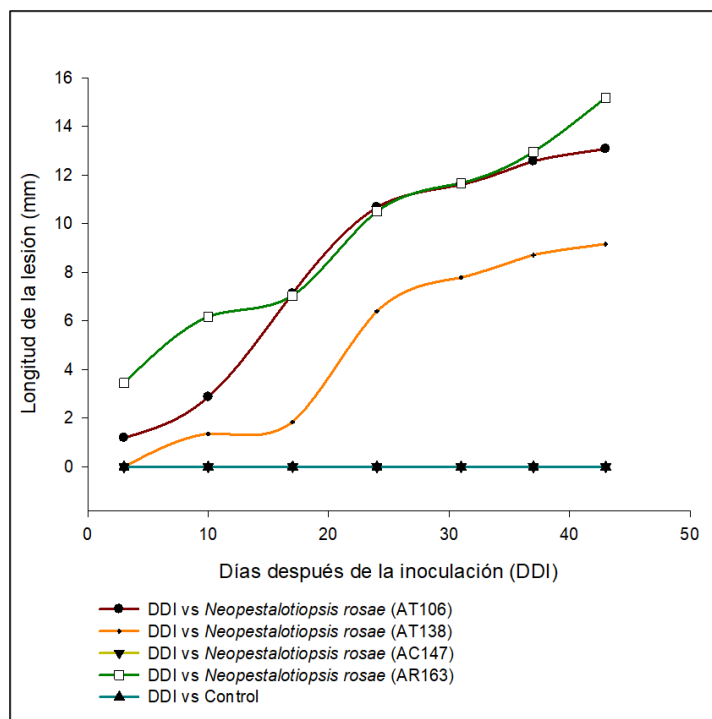


Figura 49. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de *Neopestalotiopsis rosae*.

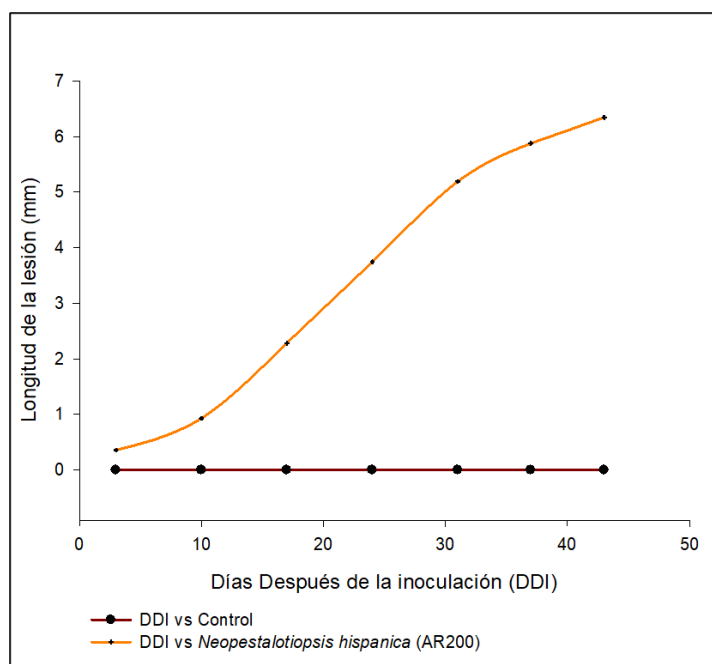


Figura 50. Grafica de curva del progreso de la enfermedad en tallos de plantas de arándano inoculadas con discos de micelio de *Neopestalotiopsis hispanica*.

3.3.6. Sensibilidad *in vitro* a fungicidas

Los resultados del crecimiento relativo indicaron que los fungicidas Cyprodynil+Fludioxonil y Azoxystrobin+Propiconazol inhibieron el crecimiento de todas las cepas, correspondientes a *Diplodia* sp. (AC29, AC32, AT36, AR78) (Fig. 51 y 55), *L. theobromae* (AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94, AR115) (Fig. 52 y 55) y *Lasiodiplodia* sp. (AT92, AT161) (Fig. 53 y 55). Seguido de Tiabendazol en el cual solo la cepa AR85 correspondiente a *L. theobromae* no logro inhibir su crecimiento. Asimismo, la cepa AC32 no fue inhibida por Pidiflumetofen+fludioxonil. Procloraz inhibió el crecimiento de las cepas AC29, AC32, AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AT92, AC94 y AR115. Por su parte, Propiconazol, inhibió el crecimiento de 5 cepas; AC29, AT39, AT66, AR78 y AR115. El fungicida difenoconazol inhibió solamente el crecimiento de la cepa AR85. El resto de los fungicidas (Hymexazol, Azoxystrobin+Difenoconazol, Clorotalonil y Captan) no inhibieron el crecimiento de ninguna cepa (Fig. 55). Con respecto a los resultados de sensibilidad a fungicidas de cepas de especies de *Neopestalotiopsis* indicaron que los Cyprodynil+Fludioxonil y Azoxystrobin+Propiconazol, Hymexazol, Procloraz, Difenoconazol, Pidiflumetofen+fludioxonil inhibieron el crecimiento de todas las cepas, Azoxystrobin+Difenoconazol, Clorotalonil, Tiabendazol y Captan no inhibieron el crecimiento de ninguna cepa (Fig. 54 y 56).

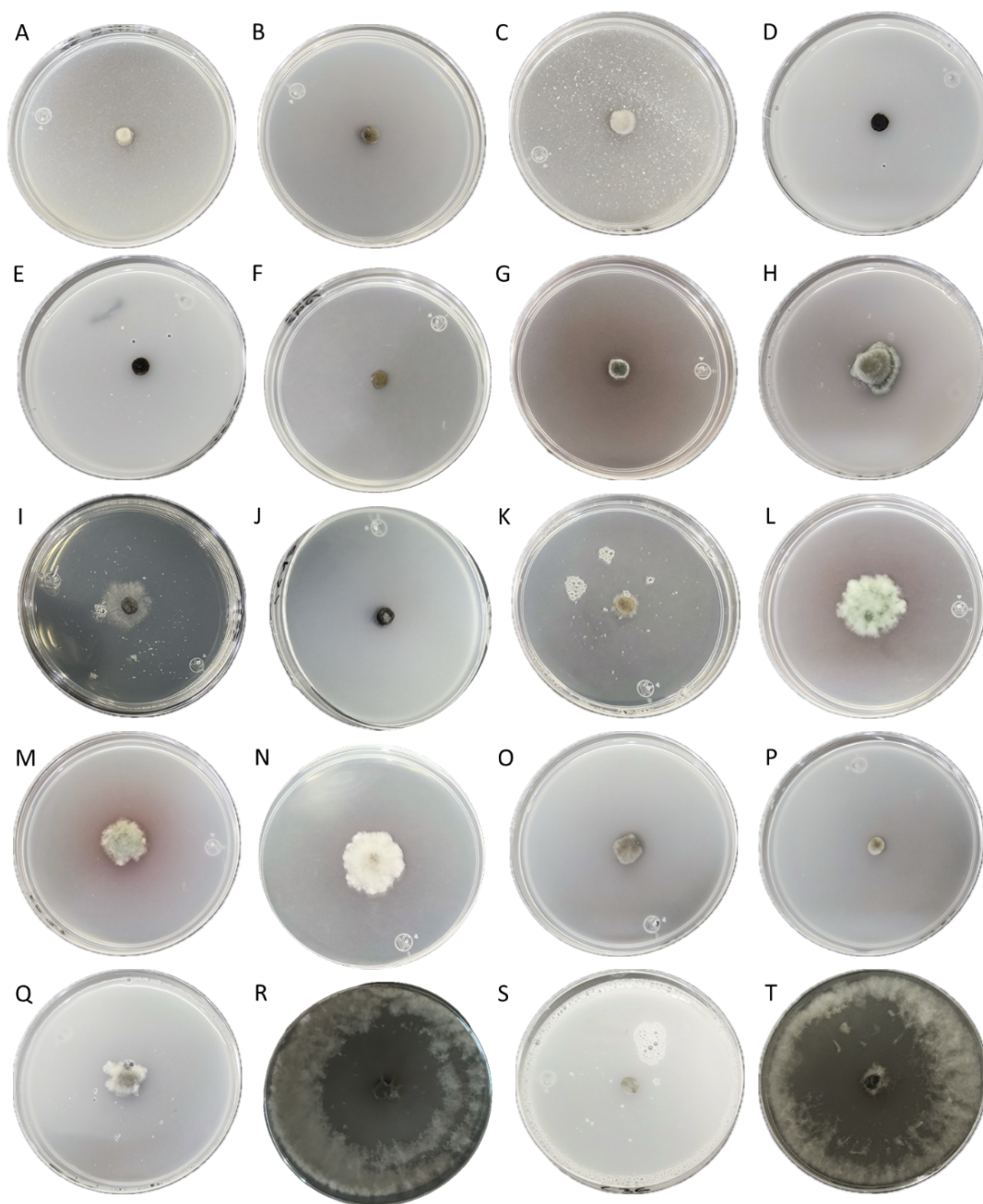


Figura 51. Aislamientos representativos de *Diplodia* sp. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AC32 y AT36 vs Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AC32 y AT36 vs Tiabendazol. E-G) AC32 y AT36 vs Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AC32 y AT36 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K) AC32 y AT36 vs Hymexazol. J-L) AC32 y AT36 vs Procloraz. M-O) AC32 y AT36 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AC32 y AT36 vs Clorotalonil. Q-S) AC32 y AT36 vs Captan. R-T) AC32 y AT36 en medio de Cultivo PDA.

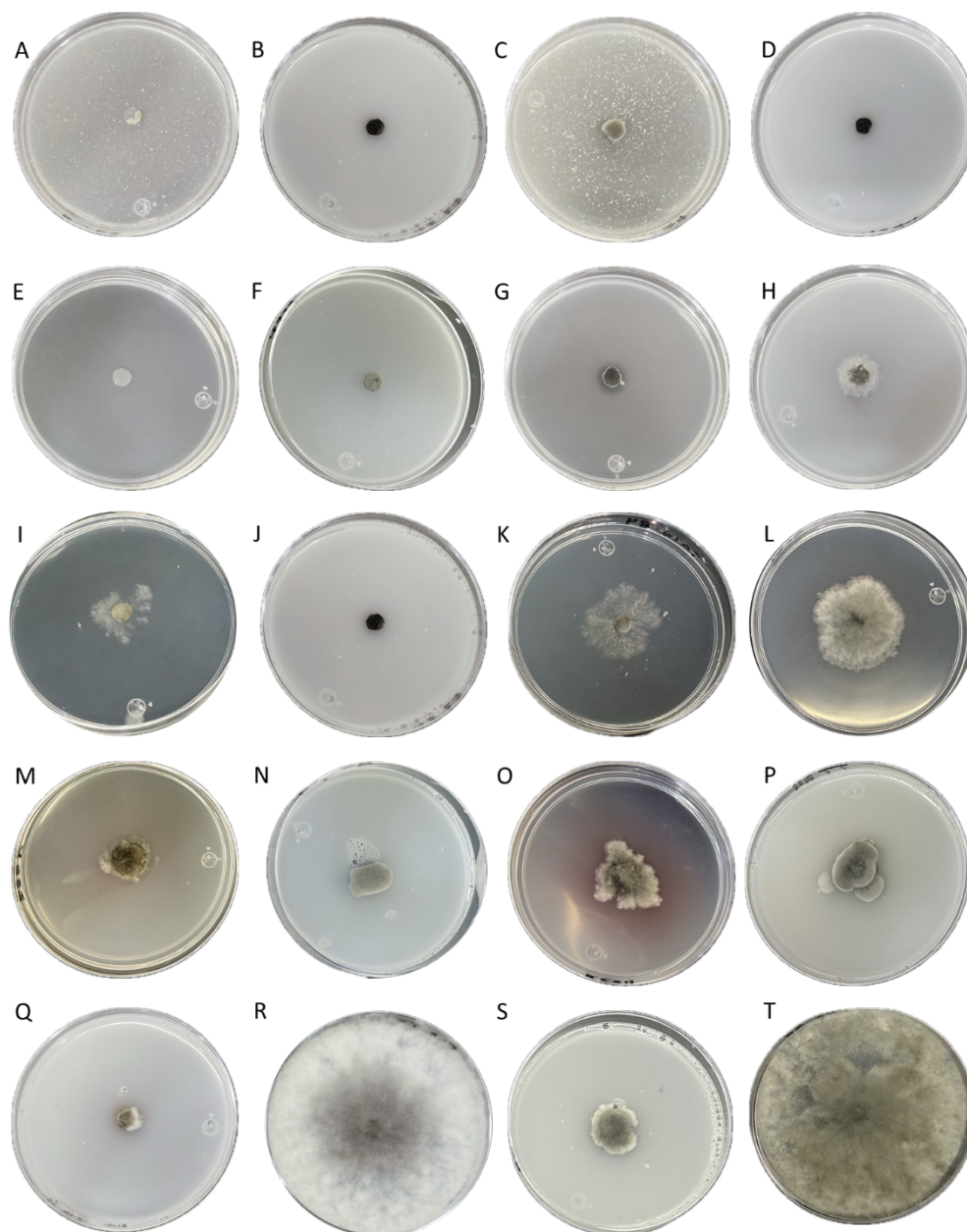


Figura 52. Aislamientos representativos de *Lasiodiplodia theobromae*. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AR62 y AC84 vs Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AR62 y AC84 vs Tiabendazol. E-G) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AR62 y AC84 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K) AR62 y AC84 vs Hymexazol. J-L) AR62 y AC84 vs Procloraz. M-O) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AR62 y AC84 vs Clorotalonil. Q-S) AR62 y AC84 vs Captan. R-T) AR62 y AC84 en medio de Cultivo PDA.

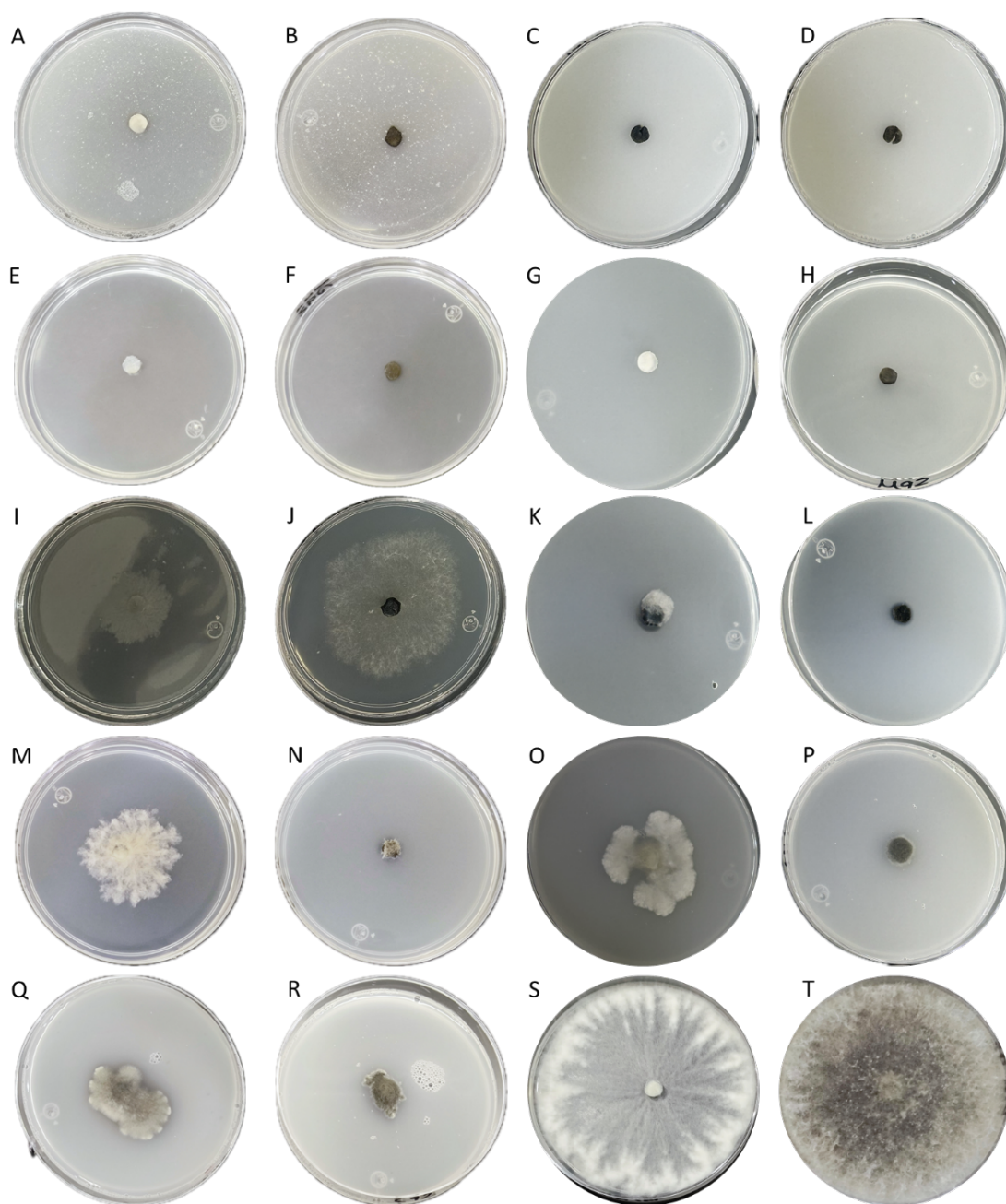


Figura 53. Aislamientos representativos de *Lasiodiplodia* sp. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-B) AT161 y AT92 vs Cyprodynil+Fludioxonil. C-D) AT161 y AT92 vs Tiabendazol. E-F) AT161 y AT92 vs Azoxystrobin+Propiconazol. G-H) AT161 y AT92 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-J) AT161 y AT92 vs Hymexazol. K-L) AT161 y AT92 vs Procloraz. M-N) AT161 y AT92 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. O-P) AT161 y AT92 vs Clorotalonil. Q-R) AT161 y AT92 vs Captan. S-T) AT161 y AT92 en medio de Cultivo PDA.

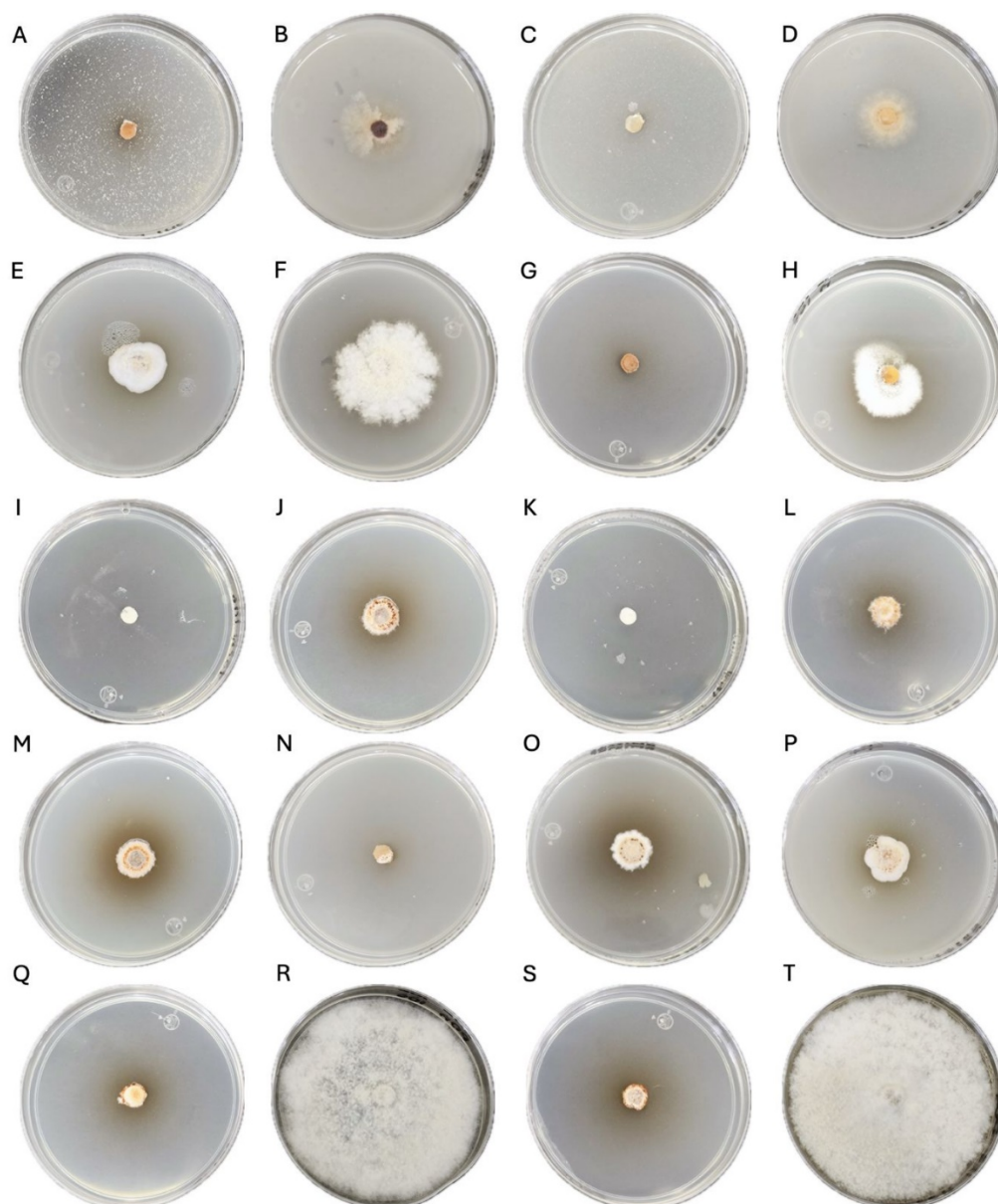


Figura 54. Aislamientos representativos de *Neopestalotiopsis rosae*. en pruebas de sensibilidad a diferentes fungicidas. A-C) AR62 y AC84 vs Cyprodynil+Fludioxonil. B-D) AR62 y AC84 vs Tiabendazol. E-G) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Propiconazol. F-H) AR62 y AC84 vs Pidiflumetofen+fludioxonil. I-K) AR62 y AC84 vs Hymexazol. J-L) AR62 y AC84 vs Procloraz. M-O) AR62 y AC84 vs Azoxystrobin+Difenoconazol. N-P) AR62 y AC84 vs Clorotalonil. Q-S) AR62 y AC84 vs Captan. R-T) AR62 y AC84 en medio de Cultivo PDA.

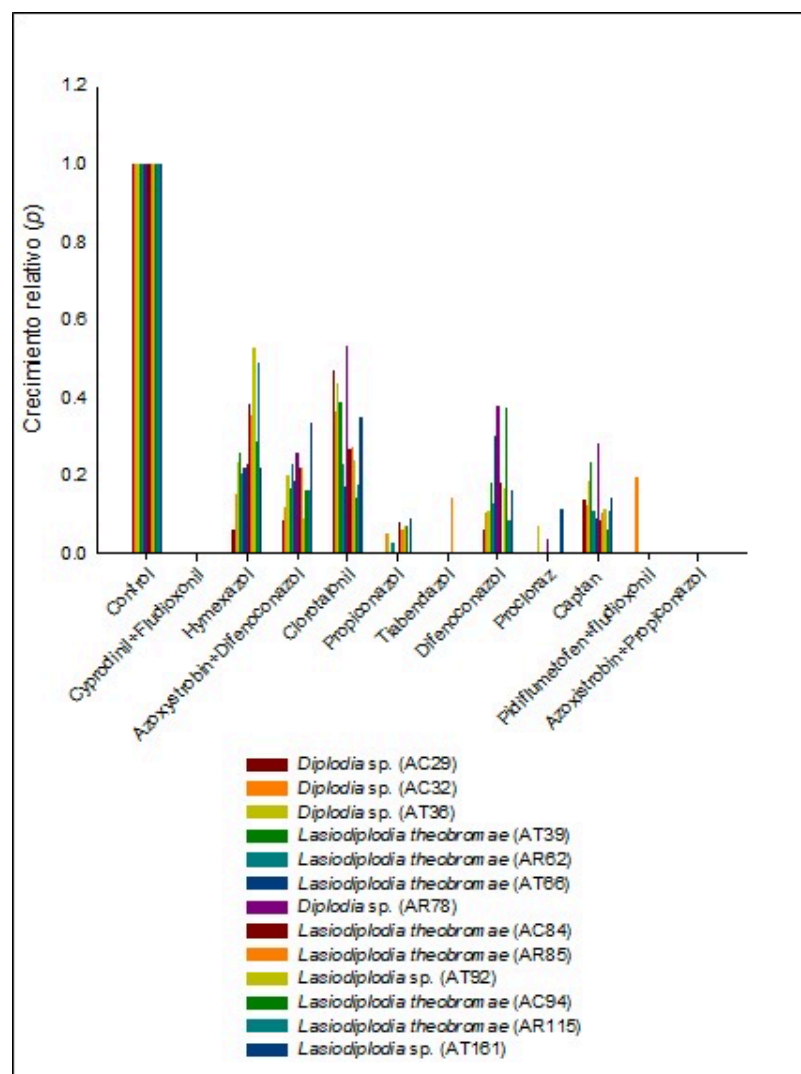


Figura 55. Crecimiento relativo (p =proporción) de las pruebas de sensibilidad a fungicidas de cepas de Botryosphaeriaceae *in vitro*.

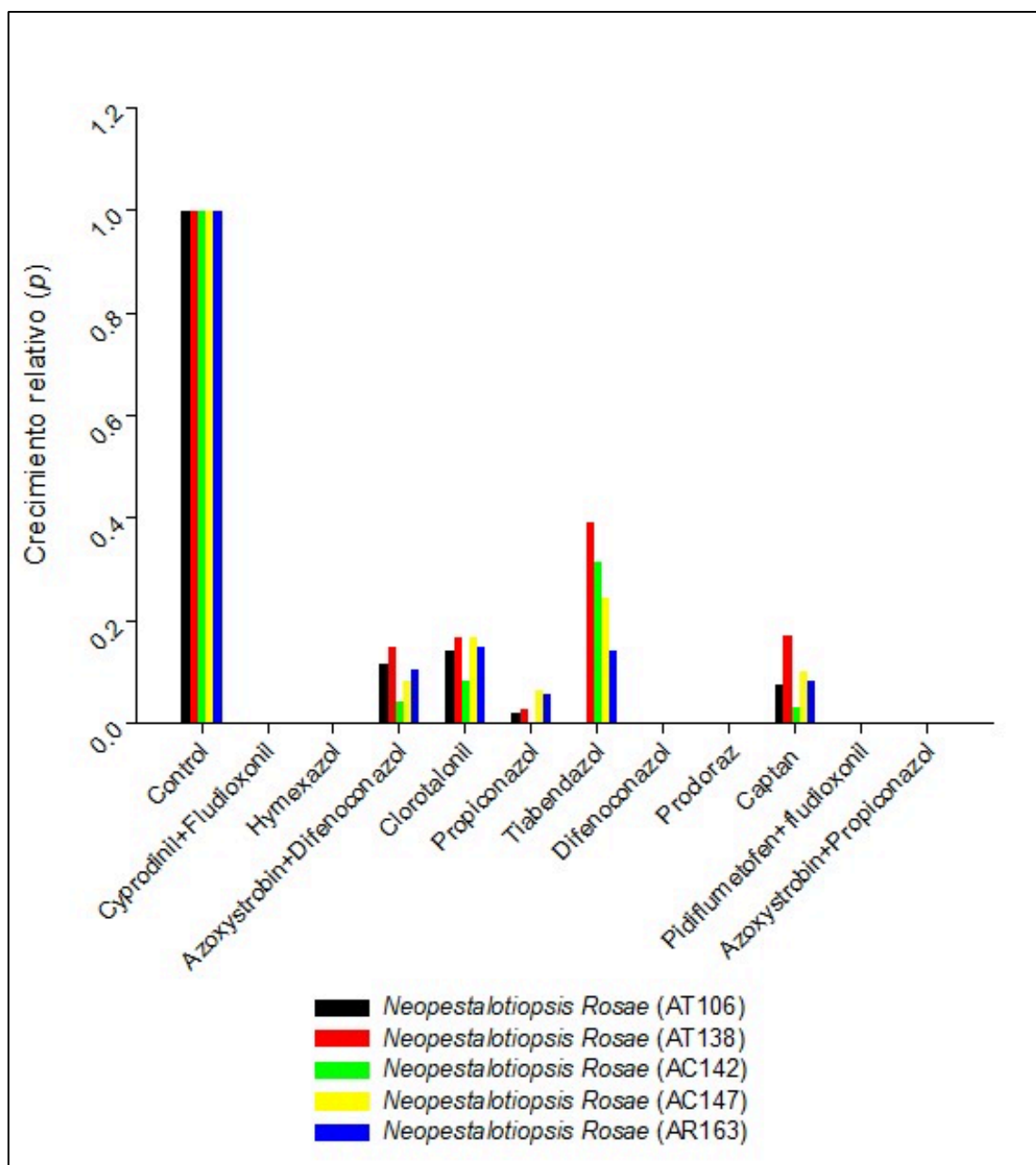


Figura 56. Crecimiento relativo (p =proporción) en las pruebas de sensibilidad a fungicidas de cepas de especies de *Neopestalotiopsis* *in vitro*.

3.4. DISCUSIÓN

A nivel mundial, la producción de arándanos ha crecido drásticamente, de acuerdo con Trejo-Pech et al. (2024) México ha tenido una importante participación como uno de los principales exportadores de arándanos a Estados Unidos, asimismo, los estados de Jalisco y Michoacán produjeron aproximadamente el 74% del total de arándanos de exportación, lo que impacta directamente en la economía nacional, representando para 2023 un valor de producción de 5,214,836.70 miles de pesos. Ante la continua expansión han surgido diversas enfermedades que afectan la producción en todo el mundo (Xu et al. 2015; Zheng et al. 2023). En la actualidad alrededor del mundo se han reportado géneros como *Botryosphaeria*, *Lasiodiplodia*, *Neofusicoccum* (Ru et al. 2022), *Neopestalotiopsis*, *Pestalotiopsis* (Borrero et al. 2018) y *Fusarium* sp., (Hilário et al. 2019), lo que ha presentado un desafío importante para la producción de arándano. Este estudio se enfocó en identificar los hongos fitopatógenos presentes en la raíz y corona de arándano y que causan síntomas como: secamiento de ramas, defoliaciones, marchitamientos y tizones de tallos para poder determinar la etiología. Existen pocos informes que aborden la identificación de hongos fitopatógenos asociados a la raíz y corona de arándano en las zonas productoras en el centro de México (Nuñez-Garcia et al. 2025 (in press); Boyzo-Marín et al. 2016). En los resultados de esta investigación se encontró asociado a la raíz y corona de arándano a *Diplodia* sp., *Lasiodiplodia theobromae*, *Lasiodiplodia* sp., *Neopestalotiopsis rosae*, *Neopestalotiopsis hispanica* y *Fusarium* sp. Actualmente en México de los hongos identificados en esta investigación solo se ha reportado la presencia de *L. theobromae* y *Lasiodiplodia* sp. en el estado de Sinaloa, México para el cultivo de arándano. *Diplodia* sp., *N.rosae*, *N.hispanica* y *Fusarium* no han sido reportados en México, sin embargo, *L. theobromae* y *N. rosae* ya ha sido reportado en Perú ocasionando muerte regresiva y tizón del tallo en plantas de arándanos (Rodríguez-Gálvez et al. 2020). En Australia además de diferentes especies de *Neofusicoccum* también se aisló *L. theobromae* como causante de tizón de tallo y muerte regresiva del

arándano en Australia y China (Xu et al. 2015; Scartlett et al. 2019). *L. theobromae* es un patógeno conocido en el cultivo de arándano se ha reportado como agente causal del tizón del tallo en el cultivo de arándano en Estados Unidos, China, Australia, España, Perú; República Checa, (Wright y Harmon, 2009; Xu et al. 2015; Scartlett et al. 2019; Borrero et al. 2020; Rodríguez-Gálvez, Pečenka et al. 2021). Además *L. theobromae* ha sido reportada en asociación con otras especies como *Neofusicoccum*. En esta investigación se identificó a *Lasiodiplodia* sp., la cual ha sido reportada en Alabama (EE. UU.), como agente causal de del tizón del tallo en el cultivo de arándano (Amodu et al. 2025). *Diplodia* sp., ha sido reportada como uno de los agentes causales de muerte regresiva de arándano en viveros de propagación en Nueva Zelanda (Tennakoon et al. 2017), asimismo, en un estudio llevado a cabo en Estados Unidos se aisló a *Diplodia seriata*, de tallos atizonados, sin embargo, no se determinó su patogenicidad (Flor et al. 2022). En Chile se reportó a *Diplodia mutilla* como agente causal del tizón de tallo en arándano (Núñez et al. 2025). *N. rosae* aislado en esta investigación del interior de corona y raíces ha sido reportado como patógeno primario en países como; Perú, Portugal, Serbia, Canadá, Sudáfrica, EE. UU. (Rodríguez-Gálvez et al. 2020; Santos et al. 2022; Blagojević et al. 2024; Novinscak et al. 2025; Van der Vyver et al. 2025; Dietsch et al. 2025), causando muerte descendente y tizón de brotes en arándano. Por otro lado, *N. hispanica* al igual que *N. rosae* fue aislada del interior de corona y raíces de arándano reportándose únicamente en Sudáfrica asociado a tizón de tallo en Sudáfrica (Van der Vyver et al. 2025). Las pruebas de patogenicidad llevadas a cabo indicaron que las 4 cepas evaluadas de *Diplodia* sp., (AC29, AC32, AT36 y AR78) fueron patogénicas. Para *L. theobromae* 6 cepas evidenciaron patogenicidad (AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94) de 7 inoculadas, y para *Lasiodiplodia* sp. solo una cepa causó lesiones (AT161) de las 2 cepas evaluadas. En cuanto a las cepas de *N. rosae* (AT106, AT138, AR163), fueron patogénicas, sin embargo, la cepa AC147, no mostró síntomas de enfermedad, finalmente la cepa AR200 identificada como *N. hispanica* confirmó la patogenicidad. Ninguna cepa de *Fusarium* evidenció lesiones o síntomas de enfermedad, sin embargo, no se

concluye, que no son capaces de ocasionar enfermedad ya que las condiciones ambientales no fueron las adecuadas (Pérez et al. 2011; Liu et al. 2014; Moya-Elizondo et al. 2019), por lo que es necesario realizar nuevamente la inoculación bajo condiciones óptimas para el desarrollo de síntomas. Con respecto a los resultados de las pruebas de sensibilidad demostraron que los ingredientes activos Cyprodinil, Fludioxonil, Azoxystrobin y Propiconazol presentaron una alta eficacia inhibitoria contra las cepas de Botryosphaeriaceae aisladas de arándano, específicamente especies de *Diplodia* sp. (AC29, AC32, AT36, AR78), *L. theobromae* (AT39, AR62, AT66, AC84, AR85, AC94, AR115) y *Lasiodiplodia* sp. (AT92, AT161), En cuanto a Tiabendazol, los resultados indican una eficacia considerable, ya que no fue capaz de inhibir el crecimiento de la cepa AR85 (*L. theobromae*), De igual manera Procloraz logró inhibir el crecimiento de la mayoría de las cepas. Por otra parte, Hymexazol, Difenconazol, Clorotalonil y Captan no mostraron eficacia inhibitoria contra las cepas evaluadas, lo que sugiere una eficacia limitada. En base a los resultados obtenidos de toda esta investigación servirán para en un futuro próximo crear un manejo integrado de la enfermedad.

3.5. CONCLUSIONES

En esta investigación es la primera en México en evaluar especies como *Lasiodiplodia* sp. *L. theobromae*, *Diplodia* sp., *N. rosae*, *N. hispánica* y *Fusarium* asociadas a secamiento de ramas, defoliaciones, marchitamiento general y tizones de tallos del arándano, aislados del interior de la corona y raíces de arándano en el centro de México. La identificación de las especies se realizó mediante reconstrucción filogenética, demostrando entre cada cepa variabilidad en cuanto a características morfológicas, en cuanto a las características morfométricas de los conidios, se mantuvieron dentro del promedio reportado por la literatura, también se demostró la patogenicidad de 15 aislamientos de 18 evaluados de diferentes especies de Botryosphaeriaceae y Amphisphaeriaceae. Asimismo, se observó variabilidad en la longitud de la lesión evaluada de cada una de las cepas. La especie más agresiva en esta investigación fue *Lasiodiplodia theobromae* aislada del interior de la corona de planta de arándano sintomática, lo que indica la importancia de Botryosphaeriaceos y Amphisphaeriaceos en el cultivo de arándano. En cuanto a las pruebas de patogenicidad conducidas para *Fusarium* sp., no se pudo determinar la patogenicidad por lo que se recomienda evaluar nuevamente bajo condiciones ambientales adecuadas. Los resultados de las pruebas de sensibilidad demostraron que los ingredientes activos Cyprodinil, Fludioxonil, Azoxystrobin y Propiconazol presentaron una alta eficacia inhibitoria contra cepas de *Diplodia* sp., *L. theobromae* y *Lasiodiplodia* sp. Tiabendazol mostró una eficacia considerable, aunque no logró inhibir el crecimiento de la cepa AR85 (*L. theobromae*). Procloraz fue eficaz en la mayoría de las cepas evaluadas, mientras que Hymexazol, Difenconazol, Clorotalonil y Captan indicaron una eficacia limitada.. Los resultados para las cepas evaluadas de *Neopestalotiopsis* indicaron que las combinaciones Cyprodinil+Fludioxonil, Azoxystrobin+Propiconazol, así como Hymexazol, Procloraz, Difenconazol y Pidiflumetofen+Fludioxonil inhibieron el crecimiento de todas las cepas evaluadas. En contraste, Azoxystrobin+Difenconazol, Clorotalonil, Tiabendazol

y Captan no inhibieron el crecimiento de ninguna cepa. Los resultados de esta investigación servirán como soporte para en un futuro crear estrategias de manejo integrado

3.6. LITERATURA CITADA

- Abbey, J. A., Alzohairy, S. A., Neugebauer, K. A., Hatlen, R. J., and Miles, T. D. 2024. Fungicide resistance in *Botrytis cinerea* and identification of *Botrytis* species associated with blueberry in Michigan. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1425392.
- Álvarez-Bravo, A., Bugarín-Montoya, R., and Arellano-Figueroa, M. E. 2019. Acumulación de horas frío para la producción de arándano en Nayarit, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 10SPE23, 175-185.
- Alves, A., Crous, P. W., Correia, A., and Phillips, A. J. L. 2008. Morphological and molecular data reveal cryptic speciation in *Lasiodiplodia theobromae*. *Fungal Divers.* 28:1-13.
- Amodu, A., Oliver, J. E., Lawrence, K. S., Patel, S., Koebernick, J., Patel, J., Ru, S. 2025. Identifying the distribution and causal pathogens of blueberry stem blight disease in Alabama and nearby states. *Plant Disease*,
- Aranguré, A. B., Esquivel, G. L., Velasco, C. R., Guzmán, G. G. L., Campos, O. J. C., and Crespo, E. C. 2024. *Lasiodiplodia theobromae* agente causal de muerte descendente en guanábana *Annona muricata* L. en Nayarit, México. *Revista Bio Ciencias*, 11.
- Araujo, L., Ferreira Pinto, F. A. M., de Andrade, C. C. L., Mituti, T., Falkenbach, B. R., Gomes, L. B., and Duarte, V. 2023. *Pestalotiopsis trachycarpicola* causes leaf spot disease on blueberry in Santa Catarina, Brazil. *Australasian Plant Disease Notes*, 18: 14.
- Barnett, H. L., Hunter, B. B. 2009. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Fourth edition.
- Belair, M., Restrepo-Leal, J. D., Praz, C., Fontaine, F., Rémond, C., Fernandez, O., and Besaury, L. 2023. *Botryosphaeriaceae* gene machinery: Correlation between diversity and virulence. *Fungal Biology*, 1275, 1010-1031.
- Bernal, A. M. R. 2009. *Botrytis cinerea* moho gris: importante patógeno en diferentes cultivos bajo protección. *Revista INIA-Nº*, 20, 42.
- Billar de Almeida, A., Concas, J., Campos, M. D., Materatski, P., Varanda, C., Patanita, M., and Felix, M. D. R. 2020. Endophytic fungi as potential biological control agents against grapevine trunk diseases in Alentejo region. *Biology*, 912, 420.
- Blagojević, J., Aleksić, G., Vučurović, I., Starović, M., and Ristić, D. 2024. Exploring the Phylogenetic Diversity of *Botryosphaeriaceae* and *Diaporthe* Species Causing Dieback and Shoot Blight of Blueberry in Serbia. *Phytopathology®*, 1146, 1333-1345.
- Borrero, C., Castaño, R., and Avilés, M. 2018. First report of *Pestalotiopsis clavispora* causing canker and twig dieback on blueberry bushes in Spain. *Plant Disease*, 1026, 1178-1178.
- Boyzo-Marin, J., Rebollar-Alviter, A., Silva-Rojas, H. V., and Ramirez-Maldonado, G. 2016. First report of *Neofusicoccum parvum* causing stem blight and dieback of blueberry in Mexico. *Plant Disease*, 10012, 2524-2524.

- Bragard, C., Baptista, P., Chatzivassiliou, E., Di Serio, F., Gonthier, P., ... and Reignault, P. L. 2023. Pest categorisation of *Pestalotiopsis microspora*. EFSA Journal, 2112
- Crous PW, Wingfield MJ. 1994. A monograph of *Cylindrocladium*, including anamorphs of *Calonectria*. Mycotaxon, 51, 341-435.
- Crous, P. W., Verkley, G. J. M., Groenewald, J. Z., and Samson, R. A. 2009. Fungal Biodiversity. CBS Laboratory Manual Series 1. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, Netherlands.
- Crous, P. W.; Groenewald, J. Z.; Risede, J. M.; Simoneau, P.; Hywel Jones, N. L. 2004. *Calonectria* species and their *Cylindrocladium* anamorphs: species with sphaeropedunculate vesicles.
- Dietsch, B. L., Yuan, X., Goslin, J. M., Harbach, C. J., & Slack, S. M. 2025. First Report of Twig Dieback Caused by *Neopestalotiopsis rosae* on Highbush Blueberry in the Continental United States. Plant Disease, 109(2), 502.
- Espinoza, J. G., Briceño, E. X., Chávez, E. R., Úrbez-Torres, J. R., and Latorre, B. A. 2009. *Neofusicoccum* spp. associated with stem canker and dieback of blueberry in Chile. Plant Disease, 93(11), 1187-1194.
- Fang, Y., Nunez, G. H., Silva, M. N. D., Phillips, D. A., and Munoz, P. R. 2020. A review for southern highbush blueberry alternative production systems. Agronomy, 10(10), 1531.
- FIRA. 2016. Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura. Panorama Agroalimentario, Berries 2016.
- Flor, N. C., Phillips, D. A., and Harmon, P. F. 2019. *Botryosphaeria* Stem Blight on Southern Highbush Blueberry in Florida: PP347, 4/2019. EDIS, 20192.
- Flores, M. A., Rodríguez-Alvarado, G., Gómez-Dorantes, N., Guerra-Santos, J. J., and Fernández-Pavía, S. P. 2021. *Botryosphaeriaceae*: una familia de hongos, compleja, diversa y cosmopolita. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 12(4), 643-654.
- Foster, B. J., Wilson, I., and Jacobs, K. 2024. First report of *Botrytis cinerea* in South African blueberry orchards. Journal of Plant Diseases and Protection, 1-8.
- Glass NL, Donaldson GC 1995 Development of primer sets designed for use with the PCR to amplify conserved genes from filamentous ascomycetes. Applied and Environmental Microbiology 61:1323–1330
- Fuentes-Aragón, D., Juárez-Vázquez, S. B., Vargas-Hernández, M., & Silva-Rojas, H. V. 2018. *Colletotrichum fructicola*, a member of *Colletotrichum gloeosporioides* sensu lato, is the causal agent of anthracnose and soft rot in avocado fruits cv. "Hass". Mycobiology, 46(2), 92-100.
- Goura, K., Lahlali, R., Baala, M., El Alami, N., Kenfaoui, J., Belabess, Z., and Tahiri, A. 2024. First report of *Lasiodiplodia pseudotheobromae* causing canker and stem blight of blueberries in Morocco. Journal of Phytopathology, 172(4), e13370.
- Guarnaccia, V., Kraus, C., Markakis, E., Alves, A., Armengol, J., Eichmeier, A., and Gramaje, D. 2022. Fungal trunk diseases of fruit trees in Europe: pathogens, spread and future directions. Phytopathologia Mediterranea, 61(3), 563-599.

Hongn, S.I., Baino, O.M., Ramallo, A.C., Heredia, A.M., Gil-Fourquet, M.J., Ramallo, J.C. 2007. *Dactylonectria destructans* causante de podredumbre de raíz y de corona de arándano en Tucumán, Argentina. XXIV Jornadas Científicas. Asociación de Biología de Tucumán, Tucumán, Argentina, 8 – 10 de noviembre.

Jaraleño-Teniente, J., González-Hernández, H., Lomeli-Flores, J. R., Soto-Rojas, L., Tamayo-Mejía, F., Martínez-Nuñez, M., and Valdez-Carrasco, J. M. 2024. *Duponchelia fovealis* Lepidoptera: Crambidae and its Parasitoid in Cultivated Berries in Guanajuato, Mexico. *Journal of Entomological Science*, 594, 518-523.

Jevremović, D., Vasić, T., Živković, S., Vasiljević, B., Marić, M., Vojvodić, M., and Bulajić, A. 2022. *Neopestalotiopsis clavispora*: a causal agent of twig dieback on highbush blueberries in Serbia. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 1295, 1277-1283.

Jiang, B., Liu, R., Fang, X., Wu, W., Han, Y., Chen, H., ... and Gao, H. 2022. *Botrytis cinerea* infection affects wax composition, content and gene expression in blueberry fruit. *Postharvest biology and technology*, 192, 112020.

Khattab, I. M., Fischer, J., Kaźmierczak, A., Thines, E., and Nick, P. 2023. Ferulic acid is a putative surrender signal to stimulate programmed cell death in grapevines after infection with *Neofusicoccum parvum*. *Plant, Cell and Environment*, 461, 339-358.

Klein-Gordon, J. M., Hatlen, R. J., and Miles, T. D. 2023. First Report of Stem Blight Caused by *Diaporthe* spp. on Highbush Blueberry *Vaccinium corymbosum* in Michigan. *Plant Disease*, 1078, 2529.

Larena, I., Salazar, O., González, V., Julián, M. C., and Rubio, V. 1999. Design of a primer for ribosomal DNA internal transcribed spacer with enhanced specificity for ascomycetes. *Journal of biotechnology*, 752-3, 187-194.

Leslie, F. J., Summerell, B. A. 2006. *The Fusarium Laboratory Manual*. First Edition. Blackwell Publishing. Manhattan, USA.

Li, S., Hou, R., Zhang, F., and Shang, X. 2023. First report of *Fusarium commune* causing root rot of blueberry plants in Guizhou Province, China. *Plant Disease*, 1074, 1227.

Liddle, R. L., Akinsanmi, O. A., and Galea, V. J. 2019. Non-host specificity of *Botryosphaeriaceae* on macadamia and blueberry. *Australasian Plant Pathology*, 48, 65-73.

Liu, Y. H., Lin, T., Ye, C. S., and Zhang, C. Q. 2014. First report of *Fusarium wilt* in blueberry *Vaccinium corymbosum* caused by *Fusarium oxysporum* in China. *Plant disease*, 988, 1158-1158.

Malkus, A., Chang, P. F. L., Zuzga, S. M., Chung, K. R., Shao, J., Cunfer, B. M., and Ueng, P. P. 2006. RNA polymerase II gene RPB2 encoding the second largest protein subunit in *Phaeosphaeria nodorum* and *P. avenaria*. *Mycological research*, 11010, 1152-1164.

Martínez-Martínez, T. O., Martínez-Camacho, A. P., Rodríguez-Guerra, R., Mariscal-Amaro, L. A., and Rivas-Valencia, P. 2023. Isolation and identification of antagonistic fungi of fungi associated with chili wilt in southern Guanajuato, Mexico. *Revista mexicana de fitopatología*, 412, 268-284.

- Martino, I., Lione, G., Garbelotto, M., Gonthier, P., and Guarnaccia, V. 2024. Modeling the Effect of temperature on the severity of Blueberry Stem Blight and Dieback with a focus on *Neofusicoccum parvum* and Cultivar susceptibility. *Horticulturae*, 104, 363.
- Möller, H., Slippers, B., and van den Berg, N. 2025. Branch canker battles: understanding and managing the Botryosphaeriaceae in avocado. *Phytoparasitica*, 531, 1-25.
- Moral, J., Morgan, D., and Michailides, T. J. 2019. Management of Botryosphaeria canker and blight diseases of temperate zone nut crops. *Crop Protection*, 126, 104927.
- Moya-Elizondo, E. A., Doussoulín, H., San Martín, J., Ruiz, B., and Del Valle, P. 2019. First report of *Fusarium oxysporum* causing Fusarium wilt on blueberry *Vaccinium corymbosum* in Chile. *Plant Disease*, 10310, 2669-2669.
- Nájera, J. F. D., Hernández, M. V., Serna, S. A., Gómez, O. G. A., Aguilar, J. F. S., Ramírez, J. A. D., ... and Aguilar, A. H. 2014. Identificación morfológica y por PCR de *Rhizoctonia solani* Kühn a partir de frutos de calabaza pipiana y su manejo en invernadero. *Biotecnia*, 163, 17-21.
- Neugebauer, K. A., Mattupalli, C., Hu, M., Oliver, J. E., VanderWeide, J., Lu, Y., ... and Miles, T. D. 2024. Managing fruit rot diseases of *Vaccinium corymbosum*. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1428769.
- Novinscak, A., Burlakoti, R. R., Roth, M., Debnath, S. C., & Jewell, L. E. (2025). Characterization of *Neopestalotiopsis* species associated with lingonberry (*Vaccinium vitis-idaea* L.) diseases in Canada. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 47(1), 26-38.
- Núñez, F. B., Hernández, Y., Ferrada, E., Gutierrez, M., Lolas, M. A., Moggia, C., and Díaz, G. A. 2025. First description of *Diplodia mutila* causing Botryosphaeria stem blight of highbush blueberry cv. Brigitta in the Maule Region, Central Chile. *Plant Disease*
- Núñez-García, P. R., Vieira, W. A., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., Marquez-Zequera, I., Márquez-Licon, G., and Tovar-Pedraza, J. M. 2024. Occurrence of *Phytophthora helicoides* Causing Root and Crown Rot of Blueberry in Mexico. *Journal of Phytopathology*, 1725, e13403.
- Pande, S., Galloway, J., Gaur, P. M., Siddique, K. H. M., Tripathi, H. S., Taylor, P., and Sharma, M. 2006. Botrytis grey mould of chickpea: a review of biology, epidemiology, and disease management. *Australian Journal of Agricultural Research*, 5711, 1137-1150.
- Paredes, J. I. de S. 2010. Los frutos del bosque o pequeños frutos en la cornisa cantábrica: el arándano. Gobierno de Cantabria. Consejería de Desarrollo Rural, Ganadería, Pesca y Biodiversidad. Cantabria, España. 151 p.
- Pečenka, J., Tekielska, D., Kocanová, M., Peňázová, E., Berraf-Tebbal, A., and Eichmeier, A. 2021. First report of *Lasiodiplodia theobromae* causing decline of blueberry *Vaccinium corymbosum* in the Czech Republic. *Plant Disease*, 1051, 215.
- Pérez, B. A., Berretta, M. F., Carrión, E., & Wright, E. R. 2011. First report of root rot caused by *Fusarium proliferatum* on blueberry in Argentina. *Plant Disease*, 95(11), 1478-1478.

Pérez, B. A., Murillo, F., Divo de Sesar, M., and Wright, E. R. 2007. Occurrence of *Fusarium solani* on blueberry in Argentina. *Plant Disease*, 918, 1053-1053.

Pérez, O. 2018. Análisis de la cadena productiva del arándano en México y Chile. *Rev. Mexicana de Estudios sobre la Cuenca del Pacífico*. 1223:31-62.

Reis, P., Gaspar, A., Alves, A., Fontaine, F., and Rego, C. 2021. Combining an HA+ Cu II site-targeted copper-based product with a pruning wound protection program to prevent infection with *Lasiodiplodia* spp. in grapevine. *Plants*, 1011, 2376.

Rhouma, A., Hajji-Hedfi, L., and Khaire, P. B. 2025. Comprehensive analysis of *Botryosphaeriaceae*-induced panicle and shoot blight and its management strategies. *DYSONA-Applied Science*, 61, 40-50.

Rios, R., and Evangelista, P. 2019. Manual de protocolos de Aislamiento, Purificación, Conservación y Multiplicación de Hongos Entomopatógenos.

Rodríguez-Gálvez, E., Hilário, S., Lopes, A., and Alves, A. 2020. Diversity and pathogenicity of *Lasiodiplodia* and *Neopestalotiopsis* species associated with stem blight and dieback of blueberry plants in Peru. *European Journal of Plant Pathology*, 1571, 89-102.

Ru, S., Ding, S., Oliver, J. E., and Amodu, A. 2022. A review of *Botryosphaeria* stem blight disease of blueberry from the perspective of plant breeding. *Agriculture*, 131, 100.

Saito, S., Michailides, T. J., and Xiao, C. L. 2016. Fungicide resistance profiling in *Botrytis cinerea* populations from blueberry in California and Washington and their impact on control of gray mold. *Plant Disease*, 10010, 2087-2093.

Salgado, C.; Sánchez, P.; Volke, V. and Colinas, M. 2018. Respuesta agronómica de arándano *Vaccinium corymbosum* L. al estrés osmótico. *Agrociencia*. 522:231-239.

Sammonds, J., Billones, R., Ridgway, H. J., Walter, M., and Jaspers, M. V. 2009. Survey of blueberry farms for *Botryosphaeria* dieback and crown rot pathogens. *New Zealand Plant Protection*, 62, 238-242.

Sánchez, J. P., and Guillén, J. M. V. 2019. La podredumbre radical ocasionada por *Phytophthora cinnamomi*, una importante enfermedad de los arándanos detectada en Huelva. *Phytoma España: La revista profesional de sanidad vegetal*, 308, 52-55.

Santos, J., Hilário, S., Pinto, G., and Alves, A. 2022. Diversity and pathogenicity of pestalotioid fungi associated with blueberry plants in Portugal, with description of three novel species of *Neopestalotiopsis*. *European Journal of Plant Pathology*, 162(3), 539-555.

Stchigel, A. M., Caldach, M., Mac Cormack, W. P., Ruberto, L. A. M., and Guarro, J. 2007. Nuevos reportes de hongos de origen marino para la Antártida. In VI Simposio Argentino y III Latinoamericano sobre Investigaciones Antárticas, Dirección Nacional del Antártico/Instituto Antártico Argentino Vol. 10.

Stiller JW, Hall BD 1997 The origin of red algae: Implications for plastid evolution. *Proc Natl Acad Sci USA* 94:4520–452

- Suárez-Contreras, L. Y., and Peñaranda-Figueroa, F. A. 2022. Identificación molecular de hongos filamentosos y su potencial biotecnológico. *Biotechnología en el sector agropecuario y agroindustrial*, 201, 194-206.
- Tacca, B. L., Yataco, R. J. Y., Farfán, A. A., Calderón, L. M., and Cantoral, J. C. A. 2022. Antibiosis y micoparasitismo de hongos endófitos sobre el agente causal del moho gris del arándano *botrytis cinerea*. *Bioagro*, 343, 209-222.
- Tennakoon, K. M. S., Ridgway, H. J., Jaspers, M. V., & Eirian Jones, E. (2018). *Botryosphaeriaceae* species associated with blueberry dieback and sources of primary inoculum in propagation nurseries in New Zealand. *European Journal of Plant Pathology*, 150, 363-374.
- Tovar-Pedraza, J. M., and García-León, E. 2025. Hongos causantes de enfermedades en cultivos de importancia económica en Sinaloa: Una lista actualizada. *Revista Bioc Scientia*, 11.
- Úrbez-Torres, J.R. 2011 The status of *Botryosphaeriaceae* species infecting grapevines José. *Phytopathologia Mediterranea*, 504, 5–45.
- Van der Vyver, L. S., De Bruin, W., Siyoum, N., Nsibo, D. L., Groenewald, J. Z., Crous, P. W., & Korsten, L. 2025. Exploring *Neopestalotiopsis* diversity associated with Blueberry leaf and twig blight in South African nurseries. *Fungal Systematics and Evolution*.
- Vasquez, P., Baldomá, J. A., Wright, E. R., Pérez, A., de Sesar, M. D., and Pérez, B. A. 2007. First report of blueberry *Botrytis* blight in Buenos Aires, Entre Ríos, and Córdoba, Argentina. *Plant Disease*, 915, 639-639.
- Vercesi, P. C. F. Z. A. 1991. *Biologia ed epidemiologia di Botrytis cinerea Pers. su vite*.
- Wang, W., Song, X. 2021. First report of *Lasiodiplodia theobromae* and *L. pseudotheobromae* causing canker disease of sacha inchi in Hainan, China. *Plant Disease* 3757. doi:10.1094/PDIS-11-20-2507-PDN
- Wang, Y., Zhang, Y., Bhoyroo, V., Rampadarath, S., and Jeewon, R. 2021. Multigene phylogenetics and morphology reveal five novel *Lasiodiplodia* species associated with blueberries. *Life*, 117, 657.
- Wright, A. F., and Harmon, P. F. 2009. First report of *Lasiodiplodia theobromae* associated with stem blight of southern highbush blueberries in Florida. *Plant disease*, 939, 962-962.
- Wu, F., and Guan, Z. 2021. An overview of the Mexican blueberry industry: Fe1106, 12/2021. *EDIS*, 20216.
- Xu, C., Zhang, H., Zhou, Z., Hu, T., Wang, S., Wang, Y., and Cao, K. 2015. Identification and distribution of *Botryosphaeriaceae* species associated with blueberry stem blight in China. *European Journal of Plant Pathology*, 143, 737-752.
- Zhang, J., Ran, X., Zhu, T., Peng, Y., and Liu, Y. 2014. *Bacillus amyloliquefaciens* antimicrobial effect on *Pestalotiopsis guepinii* Desm. *Stey. J. Northeast Forest. Univ.* 42: 122-125.
- Zhao, L., Wang, Y., He, W., and Zhang, Y. 2019. Stem blight of blueberry caused by *Lasiodiplodia vaccinii* sp. nov. in China. *Plant Disease*, 1038, 2041-2050.

