

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**FUNGOSIS DEL ARÁNDANO (*Vaccinium corymbosum* L.) VAR. BILOXI EN
EL DISTRITO DE JESÚS - CAJAMARCA.**

T E S I S

Para optar el título profesional de

INGENIERO AGRÓNOMO

Presentado por la Bachiller:

MARÍA NILA EDQUÉN QUINTANA

Asesor:

DR. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDOÑEZ

CAJAMARCA – PERÚ

2019



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

Norte de la Universidad Peruana

Fundada por Ley 14015 del 13 de febrero de 1962

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

Escuela Académico Profesional de Agronomía



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En Cajamarca, a los **siete** días del mes de **agosto** del año dos mil diecinueve, se reunieron en el ambiente **2A-201** de la Facultad de Ciencias Agrarias, los integrantes del Jurado designados por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según Resolución de Consejo de Facultad N° 231 -2019-FCA-UNC, Fecha 14 de junio del 2019, con el objeto de Evaluar la sustentación del Trabajo de Tesis titulado: **“FUNGOSIS DEL ARÁNDANO (*Vaccinium corymbosum* L.) VAR. BILOXI EN EL DISTRITO DE JESÚS - CAJAMARCA”** de la Bachiller: **EDQUÉN QUINTANA MARÍA NILA** en Cajamarca, para optar el Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las **once** horas y **quince** minutos y de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, el Presidente del Jurado dio por iniciado el acto. Después de la exposición del trabajo de Tesis, la formulación de preguntas y de la deliberación del Jurado, el Presidente anunció la **aprobación** por **unanimidad** con el calificativo de **diecisiete (17)**.

Por lo tanto, el graduando queda expedito para que se le expida el **Título Profesional** correspondiente.

A las **trece** horas y **cinco** minutos, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Cajamarca, **07** de **agosto** de 2019.

Ing. M.Sc. Alfredo Quispe Urteaga
PRESIDENTE

Dr. José Luis Guevara Barreto
SECRETARIO

Ing. Urías Mostacero Plasencia
VOCAL

Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
ASESOR

DEDICATORIA

A mis queridos padres, por ser mi mayor fuente de inspiración en todo momento y por brindarme su apoyo constante durante mi formación profesional.

A mi esposo Hugo Ramírez, por darme su amor y constante cooperación para seguir adelante y cumplir mis metas.

A mis hermanas y hermanos, por el apoyo que siempre me brindan y por estar conmigo cuando más los necesito.

AGRADECIMIENTO

Con todo mi corazón a Dios, por concederme la vida y la salud, por darme la dicha y bendición de tener a una familia maravillosa, por darme la sabiduría, capacidad y conocimientos intelectuales; por iluminar mi vida por el camino del bien y bendecirme en todo momento.

A la Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela Académico Profesional de Agronomía, por abrirme las puertas, para poder desarrollar mi carrera profesional y en especial al laboratorio de Fitopatología.

Al Dr. Manuel Salomón Roncal Ordoñez por su asesoría, por ser un gran consejero durante toda mi formación profesional y ejemplo a seguir; por ayudarme en la elaboración de esta tesis.

A la empresa Andean Berries Perú S.A.C., que aportó con el cultivo de arándano para realizar los muestreos necesarios y de esa forma contribuyó al desarrollo de la tesis.

A mis amigos y compañeros de la escuela Académico Profesional de Agronomía que de una u otra manera contribuyeron en el desarrollo de este trabajo.

M.N.E.Q.2019

ÍNDICE

Contenido	Página
Dedicatoria	iii
Agradecimiento.....	iv
Lista de tablas.....	x
Lista de figuras.....	xiii
Resumen.....	xvii
Abstract.....	xviii
INTRODUCCIÓN	1
Formulación del problema	2
1.1. Objetivo general	2
1.2. Objetivo específico.....	2
1.3. Hipótesis de la investigación	2
CAPÍTULO II:REVISION DE LITERATURA	3
2.1. Origen, utilidad y distribución geográfica	3
2.2. Descripción botánica.....	4
a) Hábito:.....	4
b) Raíz:.....	4
c) Hojas:.....	4
d) Yemas vegetativas:.....	4
e) Yemas florales:	4
f) Tallos:.....	4
g) Flor:.....	5
h) Fruto:.....	5
2.3. Taxonomía del arándano	5
2.4. Requerimientos climáticos.	5
2.5. Requerimientos de suelo.	6

2.6. Características de la variedad Biloxi	6
2.7. Riego	7
2.8. Nutrición.....	7
a) Nitrógeno (N):	7
b) Fósforo (P):.....	8
c) Potasio (K):.....	8
d) Calcio (Ca):.....	8
e) Magnesio (Mg):.....	8
f) Hierro (Fe):	8
g) Zinc (Zn):	9
2.9. La poda.....	9
2.10. Plagas del arándano	10
a) <i>Heliothis</i> sp.:.....	10
b) <i>Anomala</i> sp.:.....	10
c) <i>Tomarus erichson</i> :.....	10
d) <i>Ceratitis capitata</i> :.....	11
e) Pulgones:	11
f) <i>Diabrotica speciosa</i> y <i>D. undecimpunctata</i> :.....	11
g) Arañita roja:.....	11
h) Aves:	12
2.11. Hongos que causan manchas foliares	12
□ Género <i>Alternaria</i>	12
2.9.1. <i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissler.....	12
2.9.2. <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.:	13
2.9.3. <i>Pestalotia</i> sp.,	15
2.9.4. Género <i>Fusarium</i> :.....	16
a) <i>Fusarium oxisporum</i> Schl:.....	17
2.9.5. <i>Cephalosporium</i> spp.;	18
2.9.6. Género <i>Cladosporium</i> :.....	19

2.12. Métodos directos para medir una enfermedad.	19
CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS	21
3.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación.....	21
3.2. Materiales	22
1.1.1. Material biológico.....	22
1.1.2. Material de laboratorio.....	23
3.3. Metodología	23
3.3.1. Trabajo en campo.....	23
a) Características de las plantas evaluadas..	23
b) Selección y colección de muestras en el campo:.....	23
c) Traslado de las muestras:.....	23
d) Determinación de incidencia de la enfermedad.....	24
e) Determinación de severidad de la enfermedad.	24
f) Escalas de evaluación de severidad de las enfermedades encontradas en arándano.....	26
3.3.2. Trabajo de laboratorio.....	31
3.3.2.1. Aislamiento de los patógenos causantes de la fungosis en arándano.....	31
a) Obtención del signo en cámara húmeda:	32
b) Siembra monospórica del signo del patógeno:.....	32
c) Aislamiento, purificación y multiplicación del patógeno:	33
3.3.2.2. Caracterización morfológica de los fitopatógenos fungosos de arándano.....	33
a) Siembra del patógeno en una gota de PDA en la lámina porta objetos: a este proceso se conoce como microcultivo.	33
b. Identificación del género:.....	34
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES	35
4.1. Identificación del patógeno causante de manchas foliares.....	35
a) Morfología:.....	35
b) Identificación del género:	36
4.1.1. Patogénesis de <i>Alternaria</i> sp.,.....	37

4.1.2. Incidencia y severidad de <i>Alternaria</i> sp.,.....	38
4.1.3. Análisis de varianza para la severidad de <i>Alternaria</i> sp.....	42
4.2. Identificación del patógeno causante de la pudrición acuosa en hojas, flores y frutos.....	43
a) Morfología:	43
b) Identificación del género:	43
4.2.1. Patogénesis de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.,	44
4.2.2. Incidencia y severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.	46
4.2.3. Análisis de varianza de la severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.	49
4.3. Identificación del patógeno causante de la pestalotiopsis = antracnosis en tallos.....	50
a) Morfología:	50
b) Identificación del género:	51
4.3.1. Patogénesis de <i>Pestalotia</i> sp.,	51
4.3.2. Incidencia y severidad de <i>Pestalotia</i> sp.,.....	52
4.3.3. Análisis de varianza de los grados de severidad de <i>Pestalotia</i> sp.....	55
4.4. Identificación del patógeno causante de necrosis en el tallo	56
a) Morfología:	56
b) Identificación del género:	57
4.4.1. Patogénesis de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl,	58
4.4.2. Incidencia y severidad de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.....	58
4.4.3. Análisis de varianza para los grados de severidad de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.....	61
4.5. Identificación del patógeno causante de necrosis foliar	62
a) Morfología:	62
b) Identificación del género:.....	63
4.5.1. Patogénesis de <i>Cladosporium</i> sp.,	64
4.5.2. Incidencia y severidad de <i>Cladosporium</i> sp.,.....	64

4.6. Patógeno que ocasiona la pudrición en esquejes en vivero.	67
a) Morfología: ,	67
b) Identificación del género:.....	68
4.6.1. Patogénesis de <i>Fusarium</i> sp.,en esquejes:.....	69
4.6.2. Incidencia y severidad en esquejes de arándano en vivero, ocasionado por <i>Fusarium</i> sp.....	70
4.7. Patógenos secundarios que ocasionan la pudrición radicular en campo....	72
a) Identificación de los géneros,	72
Aislamiento 1.....	72
Aislamiento 2.	74
4.7.1. Patogénesis de <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	75
CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	76
APÉNDICE	78
CAPÍTULO VI: BIBLIOGRAFIA.....	88

Lista de tablas

Tabla 1. Condiciones climáticas durante los meses de evaluación	22
Tabla 2. Escala de evaluación para determinar la severidad de alternariosis (<i>Alternaria</i> sp.) en hoja de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.)	26
Tabla 3. Escala de evaluación para determinar la severidad de pudrición acuosa (<i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.) en fruto del arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.)	27
Tabla 4. Escala de evaluación para determinar la severidad de pestalotiopsis=antracnosis o tizón del tallo en arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Pestalotia</i> sp.	28
Tabla 5. Escala de evaluación para determinar la severidad de necrosis en el tallo de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.	29
Tabla 6. Escala de evaluación para determinar la severidad de necrosis hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Cladosporium</i> sp.	29
Tabla 7. Escala de evaluación para determinar la severidad de pudrición en esquejes de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.), en vivero ocasionado por <i>Fusarium</i> sp.	29
Tabla 8. Incidencia y severidad de alternariosis (<i>Alternaria</i> sp.), en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) en cinco bloques y promedio	38
Tabla 9. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de <i>Alternaria</i> sp.	42
Tabla 10. Prueba de significación de Tukey al 5 % de probabilidad para los grados de severidad de <i>Alternaria</i> sp.	42
Tabla 11. Incidencia y severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr., en fruto de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.), en los cinco bloques y promedio.	46

Tabla 12. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.	49
Tabla 13. Prueba de Tukey al 5 % para los grados de severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.	49
Tabla 14. Incidencia y severidad de antracnosis en tallos de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Pestalotia</i> sp., en los cinco bloques y promedio.	52
Tabla 15. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de <i>Pestalotia</i> spp.	55
Tabla 16. Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los grados de severidad de <i>Pestalotia</i> sp.	56
Tabla 17. Incidencia y severidad de necrosis en tallo de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.	58
Tabla 18. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.	61
Tabla 19. Prueba de Tukey para los grados de severidad al 5 % de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.	62
Tabla 20. Incidencia y severidad de necrosis en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Cladosporium</i> spp.	64
Tabla 21. Plantas aparentemente sanas y enfermas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.); porcentaje de incidencia de alternariosis en los cinco bloques y promedio.	78
Tabla 22. Grados, número de hojas por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Alternaria</i> sp., en los cinco bloques y promedio.	78

Tabla 23. Plantas aparentemente sanas y enfermas, porcentaje de incidencia de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr., en arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) en los cinco bloques y promedio.....	78
Tabla 24. Grados, número de frutos por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr., en los cinco bloques y promedio	79
Tabla 25. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de pestalotiopsis, ocasionado por <i>Pestalotia</i> sp., en los cinco bloques y promedio. .	79
Tabla 26. Grados, número de tallos por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Pestalotia</i> sp., en los cinco bloques y promedio	79
Tabla 27. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de necrosis en el tallo de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl., en los cinco bloques y promedio.	80
Tabla 28. Grados, número de tallos por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl., en los cinco bloques y promedio	80
Tabla 29. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de necrosis en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Cladosporium</i> sp., en los cinco bloques y promedio.....	80
Tabla 30. Grados, número de tallos por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Cladosporium</i> sp., en los cinco bloques y promedio.....	81
Tabla 31. Esquejes aparentemente sanos y enfermos; porcentaje de incidencia de pudrición de esquejes en arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Fusarium</i> sp., en los cinco bloques y promedio.....	80
Tabla 32. Grados, número de esquejes por grado y bloque; porcentaje de severidad de <i>Fusarium</i> sp., en los cinco bloques y promedio	81

Lista de figuras

Número	página
1. Mapa de ubicación del distrito de Jesús y la empresa Andean Berries Perú S.A.C.	21
2. Croquis de distribución de las plantas evaluadas.....	22
3. Mancha necrótica ocasionada por <i>Alternaria</i> sp.,.....	36
4. Inicio de formación de conidias de <i>Alternaria</i> sp.,	36
5. Conidióforos con 6 conidias y formación de filamentos a partir de una conidia de <i>Alternaria</i> sp.,.....	37
6. Porcentaje promedio de los cinco bloques de las plantas aparentemente sanas y enfermas de alternariosis, en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Alternaria</i> sp.,.....	38
7. Histograma del número de plantas enfermas con alternariosis en los cinco bloques y promedio de todos los bloques con su grado de infección causado por <i>Alternaria</i> sp.,.....	40
8. Porcentaje de severidad en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) de <i>Alternaria</i> sp.,.....	41
9. Formación de conidióforos de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.,.....	42
10. Formación de conidios de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.,.....	42
11. Hifas, conidióforos y conidias de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.,.....	42
12. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y enfermas de pudrición acuosa en flores y frutos de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.....	46
13. Histograma del número de plantas enfermas de pudrición gris con su grado de infección, causado por <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.	47

14. Histograma del porcentaje de severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr., en los cinco bloques y el promedio.....	48
15. Puntos negros de <i>Pestalotia</i> sp., en tallo de arándano(<i>Vaccinium corymbosum</i> L.).....	51
16. Conidias con apéndices de <i>Pestalotia</i> sp.,.....	51
17. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas con antracnosis ocasionado por <i>Pestalotia</i> sp.,.....	53
18. Número de plantas enfermas en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado, ocasionado por <i>Pestalotia</i> sp.,.....	54
19. Histograma del porcentaje de severidad de <i>Pestalotia</i> sp.,.....	55
20. Hifas, conidióforos y macroconidios de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	57
21. Clamidosporas en cadena de dos células de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,....	57
22. Macroconidios con 3 a 7 septos de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	57
23. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas de necrosis en el tallo ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	59
24. Histograma del número de plantas enfermas con necrosis en el tallo, con su respectivo grado, ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	60
25. Histograma de porcentaje de severidad de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,	61
26. Hoja de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) afectada por <i>Cladosporium</i> sp.	63
27. Crecimiento del micelio en medio PDA de <i>Cladosporium</i> sp.,.....	63
28. Germinación de conidióforos a partir de una conidia de <i>Cladosporium</i> sp.....	64
29. Hifas, conidióforos y conidias de <i>Cladosporium</i> sp.,.....	64

30. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas de necrosis en hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Cladosporium</i> spp.,.....	65
31. Número hojas enfermas en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado ocasionado por <i>Cladosporium</i> spp.,.....	66
32. Histograma de porcentaje de severidad de <i>Cladosporium</i> spp.,.....	67
33. Esqueje de arándano(<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestado por <i>Fusarium</i> sp....	68
34. Crecimiento de <i>Fusarium</i> sp., en medio PDA.....	68
35. Conidios de <i>Fusarium</i> sp.,.....	69
36. Hifas, conidióforos y macroconidias de <i>Fusarium</i> sp.,.....	69
37. Porcentaje promedio de esquejes aparentemente sanos y enfermos de pudrición del esqueje en vivero, ocasionado por <i>Fusarium</i> sp.....	70
38. Número de esquejes enfermos en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado ocasionado por <i>Fusarium</i> sp.....	71
39. Histograma de porcentaje de severidad de <i>Fusarium</i> sp.....	72
40. Micelio de <i>Cephalosporium</i> spp., en medio PDA.....	74
41. Hifas, conidióforos, fiálides y conidias <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	74
42. Conidióforos y fiálides de <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	75
43. Conidioforos y conidias en forma de gota mucilaginosa de <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	76
44. Clamidosporas de <i>Cephalosporium</i> spp.....	76
45. Planta de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestada por <i>Alternaria</i> sp.	100
46. Mancha necrótica de <i>Alternaria</i> sp.,.....	100

47. Crecimiento de <i>Alternaria</i> sp., en medio PDA.....	100
48. Fruto de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestado por <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.,.....	100
49. Yemas y hojas de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestado por <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr	101
50. Restos florales de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestados por <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr.....	101
51. Crecimiento de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.Fr., en medio de cultivo PDA.....	101
52. Acérvulos de <i>Pestalotia</i> sp. en tallos arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.)...	101
53. Crecimiento de <i>Pestalotia</i> sp.,en medio PDA.....	102
54. Tallo muerto de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) ocasionado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	102
55. Porción del tallo de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) infestado por <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	102
56. Crecimiento de micelio en medio PDA de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl.,.....	102
57. Acérvulo de <i>Pestalotia</i> sp., formado por la agrupación de conidióforos.....	103
58.Gota mucilaginosa formado por la agrupación de conidios de <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	103
59. Cuello y raíz de arándano afectado por <i>Cephalosporium</i> spp.,.....	103
60. Crecimiento inicial de <i>Cephalosporium</i> spp., en medio PDA.....	103
61. Fruto de arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.) con <i>Cladosporium</i> sp.....	104
62. Microcultivo de los patógenos	104
63. Campo de cultivo de arándanos, de la empresa Andean Berries Perú S.A.C.....	104

¹ **María Nila Edquén Quintana 2019.** Fungosis del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi en el distrito de Jesús - Cajamarca. Tesis Ingeniero agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cajamarca-Perú

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo determinar los fitopatógenos fungosos del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi en el distrito de Jesús – Cajamarca. Se determinaron: **1) *Alternaria* sp.**, causando manchas foliares amorfas con halo clorótico y pigmentación púrpura violáceo, seguido de defoliación, con incidencia de 70 % y 30.37 % de severidad; **2) *Botrytis cinerea* Pers. Fr.**, ocasionó pudrición acuosa de flores, frutos y hojas, con 22 % de incidencia y 9.27 % de severidad; **3) *Pestalotia* sp.**, causante de antracnosis, distribuido en la corteza del tallo, ramas, brotes basales y apicales; las infecciones primero son de color rosado, anaranjado, conforme avanza la infección compromete el tejido cortical, se torna de color marrón oscuro, con 24.5 % de incidencia y 9.25 % de severidad; **4) *Fusarium oxisporum* Schl.**, patógeno causante de las necrosis en el tallo y ramas generalmente del tercio inferior, la necrosis son de color marrón rojizo primero y marrón oscuro después, con incidencia de 29 % y 12 % de severidad; **5) *Cladosporium* sp.**, causante de la necrosis en hojas y también prospera en frutos maduros que presentan daños por otros agentes, con incidencia de 71 % y severidad de 31.3 %; y **6) *Fusarium* sp.**, afecta durante el proceso de formación del callo y raíz en esquejes, con 15.5 % de incidencia y 9.59 % de severidad; dos aislamientos esporádicos de **7) *Cephalosporium* spp.**; sobre las lesiones del chamso (*Tomarus erichson*) del orden coleóptero, ocasiona pudrición radicular, no se determinó la incidencia y severidad.

Palabras claves: Fungosis, incidencia y severidad

¹ Bachiller en Agronomía de la facultad de Ciencias Agrarias

¹ **María Nila Edquén Quintana 2019.** Fungosis of cranberry (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi in the district of Jesus - Cajamarca. Thesis Engineer agronomist. Faculty of Agricultural Sciences. National University of Cajamarca-Peru

ABSTRACT

The research aimed to determine the fungus phytopathogens of cranberry (*Vaccinium corymbosum* L.) var. Biloxi in the district of Jesus - Cajamarca. The following were determined: 1) *Alternaria* sp., Causing amorphous leaf spots with chlorotic halo and purplish purple pigmentation, followed by defoliation, with an incidence of 70% and 30.37% severity; 2) *Botrytis cinerea* Pers. Fr., caused aqueous rot of flowers, fruits and leaves, with 22% incidence and 9.27% severity; 3) *Pestalotia* sp., Which causes anthracnose, distributed in the stem bark, branches, basal and apical shoots; Infections first are pink, orange, as the infection progresses it compromises the cortical tissue, it turns dark brown, with 24.5% incidence and 9.25% severity; 4) *Fusarium oxisporum* Schl., A pathogen causing necrosis in the stem and branches usually of the lower third, the necrosis are reddish brown first and dark brown later, with an incidence of 29% and 12% severity; 5) *Cladosporium* sp., Which causes leaf necrosis and also thrives in mature fruits that are damaged by other agents, with an incidence of 71% and severity of 31.3%; and 6) *Fusarium* sp., affects during the process of callus and root formation, in cuttings, with 15.5% incidence and 9.59% severity; two sporadic isolates of 7) *Cephalosporium* spp .; on the lesions of the chamso (*Tomarus erichson*) of the beetle order, causes root rot, the incidence and severity were not determined.

Keyword: Fungosis, incidence and severity

¹ Bachelor in Agronomy from the faculty of Agricultural Science

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

El arándano (*Vaccinium corymbosum* L.), frutal arbustivo de hasta 2,5 m de alto, originario de América del Norte. Cultivo de exportación, que a nivel mundial ha experimentado un crecimiento en producción y productividad, en respuesta a la creciente demanda en los mercados mundiales, principalmente en Europa, Asia, EE. UU y Canadá (Cline y Fernández 1998).

En Perú, la primera plantación fue de 10 hectáreas en Arequipa durante el año 2008. Hasta el 2009, nuestro país no figuraba como productor, pero ha ido incrementando su producción cada año, con un crecimiento de 206 % cada año entre el 2012 y 2018 (MINAGRI 2018).

En los últimos años, las personas muestran preocupación por su salud; inquietud que está obligando a consumir productos naturales y saludables, destacando entre estos, el fruto del arándano, debido a sus propiedades como alimento y medicina (Huayhua 2016). Sin embargo, este cultivo es afectado por patógenos fungos; que afectan directa e indirectamente la cosecha, lo que significa pérdidas económicas para el productor. Estos hongos varían en incidencia y severidad según sea la zona donde se cultive.

En la actualidad, en Cajamarca, no existe reportes de la presencia de fitopatógenos; no obstante, en otros lugares tal es el caso de Chile, se reporta que; el principal problema fitosanitario corresponde a fungosis: pudrición radicular (*Phytophthora* sp.), antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz., y *C. acutatum* Penz) (Wharton y Schilder 2008), tizón de la caña y de la flor (*Botrytis cinerea* Pers.Fr.)

(Bristow y Milholland 1995), cancro=chancro (*Fusicoccum putrefaciens* Shear), phomopsis (*Phomopsis vaccinii* Shear), alternariosis (*Alternaria tenuissima* Nees.Wiltshire), tizón en el tallo (*Pestalotia vaccinii* Shear) (Huayhua 2016).

El escaso conocimiento e información en Cajamarca, sobre hongos que producen las enfermedades en el arándano y conociendo que existe plantaciones tanto en vivero como en campo definitivo, nos permitieron realizar la investigación. Los resultados obtenidos de la presencia de fitopatógenos y la magnitud de su incidencia y severidad, permitirán organizar programas de manejo integrado para su control, contribuyendo de esta manera con un producto de consumo saludable a nivel local, regional, nacional e internacional.

Formulación del problema

¿Qué fitopatógenos fungosos afectan al cultivo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi, en el distrito de Jesús - Cajamarca?

1.1. Objetivo general

Determinar los fitopatógenos fungosos del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi en el distrito de Jesús - Cajamarca.

1.2. Objetivo específico

Determinar la incidencia y severidad de los principales fitopatógenos fungosos del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi en el distrito de Jesús - Cajamarca.

1.3. Hipótesis de la investigación

Los fitopatógenos fungosos en el arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) var. biloxi., en el distrito de Jesús – Cajamarca, presentan una incidencia y severidad considerable.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen, utilidad y distribución geográfica

Los arándanos azul y rojo, pertenecen al género *Vaccinium*, el cual incluye alrededor de 450 especies que están distribuidas en el mundo desde las regiones más frías cerca del círculo ártico hasta regiones templadas, del trópico y neo trópico; los usos alimenticios y medicinales han sido valorados por las primeras civilizaciones de Norte América (Trehane 2004).

Los arándanos azules fueron domesticados y cultivados por las comunidades nativas de norte América, son originarios de la parte este de Norte América. Los arándanos tipo ojo de conejo (*V. ashei* Reade) fueron los primeros en cultivarse a finales de siglo XIX en el sur de Estados Unidos. Los tipos arbusto alto del norte (*V. corymbosum* L.) considerado el fenómeno frutal del siglo XX, se cultiva desde 1900, quien nos originaria la investigación Frederick Coville y Elizabeth White (Bañados 2009).

Los resultados de mejoramiento realizado por Coville, originó la siembra de 80 hectáreas en 1930; entre 1950 a 1965 se incrementó considerablemente la producción alcanzando 8100 hectáreas (Moore 1994). Con las variedades mejoradas de los arándanos altos, obtenidos por la universidad de Florida, este cultivo se ha expandido a áreas de latitudes más bajas, como Florida, California, centro de Argentina y Chile (Bañados 2009).

2.2. Descripción botánica

a) Hábito: arbusto, perenne, longevo, leñoso, de hoja caduca. Puede llegar a alcanzar en su madurez hasta 3 m de altura (Buzeta 1997).

b) Raíz: está provisto de un sistema radicular superficial, con raíces finas, fibrosas y de poca extensión; la desventaja es de no contar con pelos radiculares, por lo tanto, las raíces más jóvenes son las encargadas de absorber la solución suelo (Buzeta 1997).

c) Hojas: simples, de distribución alterna en la ramilla, varían entre 1 a 8 cm de largo, la forma puede ir de ovada a lanceolada, márgenes dentados y peciolo corto; de color verde pálido y en otoño desarrollan una pigmentación rojiza; hay estomas solamente en el envés de las hojas, encontrándose en densidades de 300 por mm cuadrado (Buzeta 1997). Anatómicamente, tienen una epidermis compuesta de una capa de células de empalizada y un parénquima esponjoso con abundantes espacios aéreos (Muñoz 1988).

d) Yemas vegetativas: de 4 mm de longitud aproximadamente y contienen un ápice que se extiende de 40 a 80 μm y 120 μm de diámetro, se ubican en el sector medio y basal del brote; a partir de ellas se originan los brotes normales de la siguiente temporada (Bañados 2007).

e) Yemas florales: ubicadas en la porción apical de las ramillas, la diferenciación de éstas ocurre en verano y fines del otoño; dependiendo de los cultivares (Bañados 2007)

f) Tallos: a partir de un año son llamados cañas, éstos se originan de yemas localizadas sobre la corona, la cual es un área de transición entre los sistemas vasculares morfológicamente distintos de la raíz y de la caña, son de color verde y conforme avanza su crecimiento longitudinal y diametralmente se torna marrón anaranjado (Gough 1994).

g) Flor: dispuestas en inflorescencias, son perfectas y epígenas, emergen de yemas laterales simples; éstas se diferencian en verano como abultamiento de las yemas, recubriéndose de escamas color café (Gough 1994). Son de color blanco, con 5 a 6 pétalos unidos, que le dan la forma de una campana; están compuestas por un ovario ínfero unido al cáliz de 5 a 7 sépalos; tiene entre 4 a 5 celdas con uno o más óvulos en cada lóculo; el pistilo consiste en un tubo filiforme que termina en un estigma pequeño no modificado; tiene entre 8 a 10 estambres; florece generalmente en racimos axilares, pero también se pueden dar en forma terminal (Buzeta 1997).

h) Fruto: es una baya, casi esférica que varía en tamaño desde 0,7 a 1,5 cm de diámetro, su color varía de azul claro hasta un negro intenso, posee una capa de cera epicuticular pulverulenta conocida normalmente como bloom. Poseen hasta 100 semillas (Buzeta 1997). Una característica resaltante es, su cicatriz, que comercialmente se busca que sea pequeña, seca, y de epicarpio firme (Muñoz 1988).

2.3. Taxonomía del arándano

Taxonómicamente se clasifica dentro del reino Plantae, clase Magnolipsida, orden Ericales, familia Ericaceas, subfamilia Vacciniodeae, género *Vaccinium*, especie *Vaccinium corymbosum* L. (Cronquist 1981, Retamales y Hancock 2012).

2.4. Requerimientos climáticos.

Se adapta a diferentes climas, se reporta que requiere de 400 -1100 horas de frío, cuya temperatura menor de 7.2 °C, sin embargo, depende de la variedad (Bowen 1986).

Las flores, presentan daños a temperaturas inferiores de -1 °C (Valenzuela 1988 y Buzeta 1997); los frutos se deshidratan y las hojas detienen su crecimiento sobre los 30 °C (Valenzuela 1988 y Buzeta 1997).

Siendo la temperatura óptima para la floración de 24 °C (García y García 2010); los mejores frutos se dan en temperaturas nocturnas de 10 °C y diurnas en un rango de 24 a 26 °C (Meyer y Prinslo 2003).

2.5. Requerimientos de suelo.

Se adapta en una mezcla de sustratos y suelos arenosos y franco arenoso, con retención de humedad, no muy profundos; con buena aireación; porosidad del 40 %; un pH entre 4.5 y 5.5; pero también desarrolla de 5.8 a 6 (Mirsky 2011; Rebolledo 2013).

La Conductividad Eléctrica (CE) ideal es de 1.5 dS/m (Cruzat y Mancilla 2010). Con porcentaje alto en materia orgánica, recomendándose que sea mayor al 3 % (García 2011).

2.6. Características de la variedad Biloxi

Biloxi fue liberado en 1998 desde Mississippi, es uno de los más cultivados en el Perú, debido a su adaptabilidad, requiere menos de 400 horas de frío para prosperar (Retamales y Hancock 2011).

La variedad Biloxi es tetraploide, originado por el cruce de *Vaccinium corymbosum* (quien aporta la mayor cantidad de genes, pero menos del 50%), *V. angustifolium* Aiton, *V. ashei* Reade y *V. darrowii* Camp, este último confiriéndole adaptabilidad al frío, comportándose prácticamente como una planta siempre verde; resistente a las heladas (Spiers 1995, Rebolledo 2013).

Florece y fructifica dos veces al año (García 2011; Retamales y Hancock 2012; Rebolledo 2013); sus bayas son de color azul claro, de 9 a 14 mm de diámetro aproximadamente (Fall creek y Nursery 2011); con rendimiento aproximado de 1.5 kg por planta; adaptada bien en la sierra y costa peruana (revista AgroNegociosPerú 2012).

2.7. Riego

La cantidad de agua necesaria depende de las necesidades del cultivo, ésta a su vez depende de las condiciones climáticas y fisiológicas. El sistema radicular del arándano limita la absorción de agua. Se debe mantener un riego eficiente para la etapa de desarrollo vegetativo y fructificación y con mayor importancia durante el cuaje y crecimiento de vayas. El manejo del riego eficiente durante los primeros años de la plantación, repercute en el rendimiento de los años posteriores. El requerimiento se encuentra en un rango de 1.5 a 3 L/ planta / día. Se recomienda el riego por goteo y en toda la superficie de la planta. Se debe considerar la aplicación de coberturas orgánicas para mantener la humedad y reducir la frecuencia de riegos (INTAGRI 2017)

2.8. Nutrición

La nutrición se realiza en función a un análisis del suelo. El arándano requiere de macro y micronutrientes, de acuerdo a las etapas fenológicas.

a) Nitrógeno (N): la cantidad de este elemento depende del suelo, la falta se manifiesta con amarillamiento en la superficie de la hoja. Se recomienda la aplicación de 45 kg ha⁻¹año, pero esta cantidad debe ser chequeada con el análisis de suelo.

En Michigan recomiendan 73 kg de N ha⁻¹ para huertos en etapa madura, en cambio para Oregón se sugieren 185 kg de N ha⁻¹ (Hart *et al.* 2006). Como fuente de nitrógeno, se recomienda el suministro de productos solubles, como: nitrato de calcio, nitrato de potasio y otros como compost fuente de materia orgánica (Hart *et al.* 2006).

Se debe considerar que excesivas cantidades de amonio pueden acidificar al suelo a un punto, tal que se incrementa el aluminio y el magnesio disponible y alteran los beneficios de la fertilización (Hart *et al.* 2006).

b) Fósforo (P): cuando la disponibilidad del fósforo en el suelo es menor a 50 ppm y el análisis foliar es menor a 0.10 %; requiere adicionar fósforo al suelo, 45 a 67 kg ha^{-1} (Hart *et al.* 2006). Se ha estimado que se necesitan 8 kg de fosfato para incrementar el nivel de este elemento por cada kg del suelo; como fuente de fósforo se puede aplicar ácido fosfórico, fosfato monoamónico, nitrato de potasio, compost de bovinos (Krewer y Nesmith 1999).

c) Potasio (K): su deficiencia se manifiesta en los bordes de las hojas de coloración rojiza; la necrosis aparece en hojas más viejas. Aplicar 84 a 112 kg ha^{-1} de K_2O cuando los niveles de potasio en el suelo oscilen entre las 101 y 150 ppm, así como del 0.21 al 0.40 % en tejido. Se recomienda agregar 45 kg ha^{-1} , para corregir deficiencias. Como fuentes de potasio se recomienda la aplicación de sulfato de potasio y otros, la utilización de cloruro de potasio puede ser tóxico, resultando en un daño por frío o reduciendo el tamaño de los frutos (Hart *et al.* 2006).

d) Calcio (Ca): tienen bajos requerimientos de calcio comparados con otros frutales, éstos tienen niveles foliares de 0.3 a 0.8 % de calcio. Considerando estos niveles, los arándanos son raramente deficientes en calcio (Hanson y Hancock 1996; Hart *et al.* 2006); este elemento es importante para la calidad de frutos (textura, firmeza y madurez) (Hanson *et al.* 1993).

e) Magnesio (Mg): niveles bajos de magnesio se encuentran principalmente en cultivos con pH bajo, mostrándose clorosis intervenal (Eck *et al.* 1990). Altos niveles en calcio (Ca) y/o potasio (K) reducen la absorción de magnesio (Mg). Para propósitos prácticos en cultivos en general, se ha encontrado una relación en porcentajes de potasio a magnesio igual a 4:1 (Stiles y Reid 1991).

f) Hierro (Fe): para corregir las deficiencias del hierro es necesario ajustar el pH del suelo en un rango de 4.5 a 5.5, de esta forma el contenido de hierro en las raíces de los arándanos es 100 veces más alto que el contenido de los brotes. Se recomienda realizar dos aplicaciones foliares de quelatos (10 % Fe) en una proporción de 1 kg/400 L de agua por hectárea (Krewer y Nesmith 1999). También

se pueden aplicar quelatos de hierro en una proporción de 17 a 34 kg ha⁻¹ al suelo. Excesivo uso del hierro bajo condiciones de pH alto (6.5) restringen el crecimiento de la planta (Hart *et al.* 2006).

g) Zinc (Zn): las deficiencias de zinc se observan en suelos con pH mayor a 6 y a bajas temperaturas de este (Stiles y Reid 1991). Recomendándose la aplicación foliar de 454 g de quelatos después de la cosecha y 935 g ha⁻¹ antes de la caída de las hojas. Otra opción es la aplicación al suelo de quelato de zinc 11 a 34 kg ha⁻¹ (Hart *et al.* 2006).

2.9. La poda.

Para realizar el tipo de poda depende del estado fenológico de la planta

a) Poda de formación: asegura el número adecuado de ramas para darle estructura a la planta y una entrada temprana a producción. En los dos primeros años de la plantación se deben eliminar las yemas florales y ramas con aspecto delgado y débil, con el fin de favorecer el desarrollo y crecimiento de brotes vegetativos vigorosos. El objetivo es lograr el desarrollo de brotes que mantengan un equilibrio entre la producción del follaje y la fruta en los años posteriores (San Martín 2012)

b) Poda de producción: Consiste en eliminar los brotes que produjeron fruta la campaña anterior, así como brotes cruzados, ramas viejas improductivas y enfermas, mejorando la aireación y la entrada de luz. De igual forma, se deben cortar los brotes largos y/o delgados, los cuales producirán frutos de bajo calibre. La recomendación es rebajar a una altura de 50 cm sobre el suelo, dejando 3 o 4 ramas principales por planta para formar nuevos brotes vigorosos (Undurraga y Vargas 2013)

c) Poda en verde: Se realiza durante primavera y verano cuando tiene follaje verde y brotes en crecimiento activo; sin embargo, la capacidad de respuesta al despunte depende de la época y de la condición de la yema, ya que al inicio de la temporada existe una mayor capacidad de brotación, la cual se va reduciendo con

el tiempo. Con este tipo de poda se logra estimular la emisión de brotes laterales anticipados, es decir, aquellos que brotan de yemas formadas en la misma temporada que la rama de la que provienen, además de eliminar la parte de la rama que ya produjo (Bañados, Donnay y Uribe 2007).

d) Poda de rejuvenecimiento: utilizada cuando se tenga que revigorar la planta, como consecuencia de haber dejado de podar o por realizar una poda muy suave. Lo anterior provoca que se produzcan brotes cortos o que no exista brotación alguna de ramas, además de la producción de fruta pequeña. La época recomendada para realizarla es durante el invierno. Este tipo de poda puede llevarse a cabo de 3 distintas formas:

Poda de cañas a ras de suelo. se recomienda en situaciones extremas donde la renovación que se requiere es completa.

Poda de cañas a media altura. Responde a la necesidad de renovación total, pero aprovecha mejor la estructura existente de la planta y reduce el tiempo para restablecer el nivel productivo original en relación a la anterior.

Poda mixta: Se rebajan a media altura de 2 a 3 ramas viejas de la planta, pero se deja en producción el resto de las ramas. Se realiza en periodos de 2 a 3 años, no disminuyen los niveles productivos como las dos anteriores (San Martín 2012).

2.10. Plagas del arándano

a) *Heliothis sp.*: lepidóptero, ocasiona daños en estado larval perforando el fruto, los frutos dañados, se pudren y caen. Como control etológico, se utiliza trampas de luz negra o trampas azules. Se recomienda, la recolección de frutos caídos. Control químico se recomienda aplicar Spinoteram (Tejada 2016).

b) *Anomala sp.*: escarabajo de color blanco cuyas larvas afectan principalmente al sistema radicular, sino se detecta a tiempo se come toda la raíz, provocando la muerte de la planta. Los síntomas se observan en la parte aérea, con

amarillamientos en hojas y marchitamiento. Para su control se pueden usar trampas de luz, de agua con melaza fermentada para capturar adultos y como control químico el imidacloprid, chlorpyrifos y otros, aplicando en drench o vía sistema de riego (Cisternas y France 2009).

c) *Tomarus erichson*: perteneciente al orden Coleóptera, familia Escarabaeidae, sub familia Dynastidae; las larvas son muy voraces y comen el sistema radicular, se encuentra dónde hay humedad y materia en descomposición. Los síntomas son amarillamiento en hojas, tallos y ramas; posteriormente se tornan color café claro y la planta muere. En la sierra de Cajamarca, mediante el sistema de plantación en bolsa, se han encontrado desde 3 hasta 33 larvas por planta; ocasionando pérdidas económicas importantes, matando hasta el 2 % de la plantación. Asimismo, las lesiones en las raíces permiten el ingreso de hongos patógenos. Su control se realiza mediante trampas de luz y trampas de melaza (Andean Berries 2018).

d) *Ceratitis capitata*: las hembras adultas perforan y ovipositan en el interior del fruto, donde eclosiona las larvas, las mismas que se alimentan de la pulpa de los frutos, produciendo su caída prematura y ocasionan pérdidas económicas importantes. Para control se usa trampas y aplicación de cebos alimenticios (Tejada 2016).

e) Pulgones: aparecen en época de brotamiento; alimentándose de las partes más suculentas de la planta como son ápices de tallos, ramas y brotes Tejada 2016).

f) *Diabrotica speciosa* y *D. undecimpunctata*: se alimentan de las hojas, cuando la planta se encuentra en brotamiento; los daños se observan en forma de media luna en los bordes de las hojas, dejando prácticamente solo las nervaduras (Andean Berries 2018).

g) Arañita roja: se encuentran en época de radiación y humedad, este ácaro invade el envés de las hojas, donde se le encuentra en agrupaciones, cuando se

alimentan de las hojas se observa amarillamiento en el haz y un aspecto pajizo, las hojas rápido se desprenden. Al ocasionar daños en las hojas, genera una deficiencia en la fotosíntesis, lo cual disminuye el rendimiento. Para su control se utiliza trampas pegantes y etoxazole con su nombre comercial acarasil (Andean Berries 2018)

h) Aves: Perforan y comen frutos semi maduros y maduros. Éstas pueden ocasionar pérdidas más del 50 % del total de la producción. Para su control eficiente se realiza la instalación de mallas antipájaros, repelentes químicos, cañones espantapájaros y figuras de búhos (Tejada 2016).

2.11. Hongos que causan manchas foliares

- **Género *Alternaria***

Este género fue establecido en 1816 por Nees von Esenbeck describiendo a *Alternaria alternata* (originalmente *A.tenuis*) (Thomma 2003; Lawrence *et al.* 2013).

Existen especies de *Alternaria* saprófitas, otras son patógenas de plantas, animales y el hombre, son de importancia fitopatológica para: cereales, ornamentales, oleaginosas, hortalizas, frutales (Thomma 2003).

Morfológicamente se caracterizan por producir conidios grandes, multicelulares y melanizados con septos longitudinales y transversales, en cadenas únicas o ramificadas sobre conidióforos simples (Thomma 2003).

2.9.1. *Alternaria alternata* (Fr.) Keissler

Taxonómicamente se ubica en clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae (Roncal 2004).

Su forma de vida puede ser saprófita, endófito o patógena en un amplio rango de hospedantes (Andersen *et al.*, 2001). En medio de cultivo las colonias son de crecimiento rápido (tres a cuatro días), con micelio algodonoso de color gris al inicio

con una zona central que se torna más oscura con tono verduzco, el reverso de la colonia es de color negro (Agrios 1996)

Es un hongo filamentoso con conidióforos simples, tabicados, en cuyo extremo se forman conidios como chupones hialinos, a medida que avanza la septación adquiere una pigmentación de color pardo con septos transversales y verticales de disposición irregular (oval, piriforme y piriforme alargada); los de mayor edad se ramifican para dar origen a una nueva formación de conidios (Roncal 2004).

La susceptibilidad en hojas de plantas anuales y perennes se ve favorecido por una humedad relativa superior al 70 %, temperatura de 15 a 22 °C, con lluvias y nubosidad permanente. Los primeros síntomas en hojas se muestran como puntos cloróticos, los que posteriormente se necrosan de color marrón oscuro a negro en forma de anillos, aumentando de tamaño y adquiriendo figura amorfa. Las manchas generalmente se rodean de un amplio halo clorótico y amarillento producto de la intoxicación de las células del parénquima foliar debido a la rápida movilización de las toxinas del patógeno. Finalmente, la hoja se necrosa (Roncal 2004).

2.9.2. *Botrytis cinerea* Pers. Fr.: causa la pudrición acuosa o pudrición gris en flores y frutos, es la expresión de la fase imperfecta anamorfa del género *Botryotina*, el cual corresponde a la fase perfecta o teleomorfa (Agrios 1997).

Taxonómicamente pertenece al dominio Eucariota, reino Fungi, clase Deuteromycete, orden Moniliales; familia Moniliaceae y género *Botrytis*, especie *Botrytis cinerea* Pers. Fr. (Alexopoulos y Mims 1979)

Prospera en medio PDA; en sustrato natural, hojas, flores, terminales y en frutos suculentos en post cosecha. El micelio joven es blanco, cuando fructifica se torna gris por la pigmentación de las esporas maduras (Roncal 2004). El micelio constituido por hifas tabicadas, cilíndricas que se multiplican por división citoplasmática; con elevado y variable número de núcleos. Los conidióforos ramificados se encuentran en el micelio de los tejidos infectados; aunque también pueden hacerlo a partir de los esclerocios.

Produce microconidios y macronidios; los primeros no producen infecciones; los macroconidios constituyen la principal estructura de diseminación del hongo, son hialinos, unicelulares, ovoides y multinucleados; cuando maduran se tiñen de color gris y son capaces de sobrevivir en la superficie vegetal manteniendo su viabilidad y capacidad infectiva durante toda la etapa de crecimiento del cultivo (Elad *et al.* 2007).

Ocasionalmente los esclerocios son aplastados, irregulares o hemisféricos de color negro que se desarrollan sobre o debajo de la epidermis del tejido infectado; estos son estructuras de resistencia, de morfología plano-convexa cuyas dimensiones oscilan entre 1 y 15 mm de tamaño (Elad *et al.* 2007).

Afecta a diferentes órganos de la planta, ocasiona chupadera fungosa; en plantas diferenciadas afecta a tallos jóvenes, mostrándose las lesiones como pudriciones acuosas que terminan formando chancros, en inflorescencias necrosa flores conocido como el síntoma de tizón (Agrios 1996); el efecto patogénico se debe a la secreción de enzimas del orden de las poligalacturonasas, que degradan la pared celular codificadas por el gen endopoligalacturonasa (Elad *et al.*2007).

La temperatura que permite la germinación adecuada del inóculo, en flores y bayas ocurren en un rango de 0 a 30 °C, con una óptima de 20 °C (Nair y Allen 1993) Asimismo, requiere una humedad relativa mayor a 70 % (Martínez y Moreno 2008).

El proceso de infección de *Botrytis cinérea* Pers. Fr.; tiene etapas: primero la adhesión de conidios en la superficie del huésped; seguido de la germinación de éstos si las condiciones son favorables como temperatura, humedad, nutrientes exudados en la cutícula, edad, concentración del inóculo y edad del tejido. En promedio la infección se logra entre 5 a 8 h (Elad *et al.* 2007). Luego ocurre la penetración del tubo de germinación en el tejido vegetal, bien a través de aberturas naturales y heridas artificiales, en estas condiciones el hongo genera distintas enzimas del orden de las poligalacturonasas(Roncal 2004), seguido de esta fase, se genera la muerte de las células adyacentes al punto de penetración, dando lugar a la formación de la lesión primaria; una vez vencidas las defensas de la planta se

inicia la maceración del tejido vegetal circundante(Elad *et al.* 2007); el hongo deja ver el signo, como moho gris claro debido a la esporulación(Roncal 2004), produciéndose de esta manera una nueva generación de conidios que están listos para ser dispersados e iniciar un nuevo ciclo de infección (Elad *et al.* 2007).

2.9.3. *Pestalotia* sp., causa la antracnosis= tizón del tallo y manchas en hojas.

Taxonómicamente pertenece al orden Melanconiales, familia forma Melanconiaceae y al género *Pestalotia* sp.; forma parte de un grupo de hongos conocidos como mitosporicos; anteriormente denominados imperfectos; debido a que aparentemente no poseen la fase perfecta o teleomorfa (Agrios 2005)

Este patógeno, corresponde a un hongo parasítico o saprófito (Barnett y Hunter 1998), se reproduce y desarrolla a expensas de su hospedero, ya sea vivo o muerto. El hecho de poder desarrollarse sobre materia orgánica muerta indica que corresponde a un parásito no obligado, que vive gran parte de su ciclo de vida como parásito (Rosello *et al.* 1986).

En cultivo “in vitro”, cubre por completo una placa Petri de 9 cm de diámetro en aproximadamente 15 días, incubándose en un rango de temperatura que va de 22 a 26 °C, a temperaturas sobre los 30 °C su crecimiento es lento. La colonia o micelio, es blanco cremoso, de aspecto algodonoso a afelpado y crecimiento circular, presentando sobre y dentro del micelio puntos de color negro brillante y consistencia dura, que corresponde a cirrus. Estos cirrus son masas de conidios unidos por un gel (Montiel y Avelar 2001).

Morfológicamente, se caracteriza por presentar conidios forma fusoide y septados, de 3 a 6 células, la célula apical presenta de 2 a 4 apéndices largos hialinos y la célula basal presenta un solo apéndice mucho más corto (Sutton 1980). Las células centrales del conidio son oscuros y las extremas hialinas (Sosa *et al.* 2003).

Su reproducción es mediante conidios, contenidas en acérvulos. Éstos son cuerpos fructíferos característicos de la familia Melanconiaceae (Roncal 2004); están

constituidos por un conjunto de hifas localizado por debajo de la epidermis o cutícula del hospedero (Agris 2005).

La infección de *Pestalotia* sp., se ve favorecida por heridas en hojas, producidas por fuertes heladas, vientos o por heridas ocasionadas por la previa invasión de un patógeno primario o insectos (Gonzales *et al.* 2002).

2.9.4. Género *Fusarium*: existen diferentes especies que inducen pudrición radicular de los cultivos.

Éste género, fue creado por el micólogo Alemán H.F.Link. 1809 y validado por Fries en 1921. Esta descripción fue realizada en base a *Fusarium roseum*, incluyéndolo en los hongos del orden Deuteromycotina (Fernandez 1979)

Taxonómicamente se clasifica en: reino Fungi; división Eumycetes, clase Deuteromycetes; orden Moniliales; familia forma Tuberculariaceae; género *Fusarium*. (Roncal 1993).

Los hongos de este género, tienen amplia distribución e importancia desde el punto de vista agrícola y económico. Son cosmopolitas, comúnmente se encuentran en el suelo, aire y agua. Existen especies que tienen capacidad de ocasionar enfermedades en diferentes especies de plantas cultivadas; algunas causan infecciones oportunistas en el hombre y en los animales (Booth 1971). Asimismo, existen especies benéficas en la agricultura y se están utilizado en el control biológico, principalmente de aquellas pertenecientes a la especie *Fusarium oxysporum*, otras se utilizan como microherbicidas, por su potencial para destruir plantas acompañantes (Nelson 1990).

Crece en medio de cultivo, papa, dextrosa, agar (PDA), desarrollan micelio algodonoso, que de acuerdo a la especie y sus variantes se muestran con diferentes tonalidades de color crema, rojo, violeta; las hifas son septadas, conidióforos simples y a veces con limitada ramificación (Roncal 1993), también los hay alargados en forma de botella, con ramas verticiladas, y agrupados en

esporodoquios (Romero 1988); en el extremo superior de la fiálide, crece y desarrolla el conidio, que inicialmente es unicelular, pero a medida que crecen aparecen septos formando células multicelulares, en forma de canoa (Roncal 1993).

Las diferentes especies del género *Fusarium*, infectan células de los haces vasculares; cuando todavía no colapsa el xilema, las toxinas del hongo se mezclan con la solución suelo y terminan concentrándose en los capilares de las hojas, produciendo clorosis marginal, seguido de necrosis pajiza; este tipo de síntoma se generaliza en todo el follaje y termina con la muerte regresiva de la planta, previa defoliación (Roncal 2004); estos generan necrosis vascular, marchitez, manchas y añublos de las hojas, pudrición de raíces y de tallos, pudrición de frutos, granos y semillas (Nelson 1990).

a) *Fusarium oxisporum* Schl: es una de las especies de mayor importancia fitopatológica, debido a que tiene la capacidad de atacar a un gran número de plantas de importancia agrícola (Nelson 1981).

Prospera en medio PDA; produce colonias de crecimiento rápido, que son blancas, ligeramente rosado, violáceo a púrpura; morfológicamente presenta: microconidias unicelulares, sin septas, hialinas, de elipsoidales a cilíndricas, rectas o curvadas; las macroconidias, de pared delgada, fusiformes, largas, moderadamente curvadas, con varias células y de tres a siete septas transversales, con la célula basal elongada y la célula basal atenuada; las clamidosporas son formadas a partir de la condensación de células de las hifas o de las macroconidias y presentan paredes gruesas, lo que hace muy resistentes a condiciones ambientales desfavorables o a la ausencia de plantas hospedantes; éstas son simples o en pares, terminales o intercalares y son las principales responsables de la sobrevivencia del hongo en tejidos muertos o en el suelo (Nelson 1981).

Ocasiona marchitamientos vasculares, clorosis y necrosis foliar, seguido de la muerte de la planta; durante la patogénesis, sintetiza toxinas; que son conducidas

a través del xilema y depositadas en los capilares de las hojas, por lo que, los primeros síntomas se aprecian como clorosis en los borde de hojas, como consecuencia de la intoxicación celular del parénquima; poco a poco la intoxicación avanza a la nervadura central, generalizándose la pérdida del color verde normal, luego ocurre la necrosis de bordes de color pajizo, que también avanza a la nervadura principal; finalmente la hoja muere, doblándose a la altura de la lígula. Al cortar transversal o longitudinalmente los tallos enfermos o la base de los peciolo se observa tinción de los vasos xilemáticos (Roncal 2004).

2.9.5. *Cephalosporium* spp.; taxonómicamente pertenece a la clase Deuteromycetes; orden Moniliales; familia Moniliaceae; género *Cephalosporium* sp., (Romero 1988).

Es un género que incluye especies parásitas y saprófitas, se encuentran en el suelo y fácilmente penetran en los tejidos.

Crece en medio PDA, con micelio de color blanco, algodonosa con tono amarillento; presenta hifas cenocíticas; conidióforos delgados o hinchados, simples, relativamente pequeños; conidios hialinos, unicelulares, ovales a elípticos y unidos formando una gota mucilaginosa.

C. apii, afecta al apio ocasionando manchas de color café en el tallo, peciolo y hojas, cuando estas manchas crecen y se unen, dan lugar a lesiones que se extienden a lo largo del órgano afectado, particularmente el tallo. Asimismo; *C.gregatum*, genera la pudrición café del tallo de la soya; con una pudrición café en el xilema del tallo, un tizón prematuro de las hojas más bajas, seguido de una clorosis internerval y luego necrosis; en maíz, *C. maydis*, genera la “marchitez tardía del maíz”, que inicia con marchitez rápida de las hojas cuando comienza la aparición de la espiga, los haces vasculares del tallo cambian de color café, más tarde la porción del tallo se seca y se ahueca (Romero 1988).

2.9.6. Género *Cladosporium*

Taxonómicamente se clasifica en: clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae (Roncal 2004).

Las especies de este género son saprófitas de plantas en descomposición, textiles, cuero, caucho y madera, además de parásitos en Gramíneas (Agrios 2005). Prospera en frutos suculentos dañados mecánicamente o sobre maduros, asimismo prosperan en hojas, tallos y restos florales secos; los frutos afectados tienen sabor amargo por efecto de las toxinas del hongo.

El micelio se muestra de color verde olivo a negro, adherido a la superficie afectada (Roncal 2004). Producen conidióforos grandes largos y oscuros que crecen en posición vertical, sus conidias son ovalados, irregulares o cilíndricos de color marrón oscuro o negro, y puede consistir de una a tres células, y dan al hongo una apariencia aterciopelada oscura. Sus esporas en general son de tamaño aproximado de 10 μm de largo y 4 μm de ancho, de forma elipsoidal y de color hialino a marrón amarillento.

La humedad y temperatura, ejercen marcada influencia en su incidencia, los conidios germinan y desarrollan micelio con una humedad relativa mayor a 95 % y una temperatura entre los 4 a 32 °C; óptima de 19 a 21 °C) (Romero 1988).

2.12. Métodos directos para medir una enfermedad.

Los métodos directos, miden una enfermedad en términos de incidencia y severidad:

a) Incidencia: es el porcentaje o proporción de plantas enfermas en relación al total; Se evalúa en cada individuo, la presencia o ausencia de enfermedad, por medio de los síntomas característicos. El uso de este parámetro en el cultivo es particularmente útil para estudiar la velocidad y patrón de avance de las enfermedades (Ivancovich *et al.* 1998).

Los datos se obtienen localizando puntos estratégicos de evaluación; en extensiones uniformes se evalúan las esquinas y el centro y en otros se sigue el muestreo en zigzag o al azar; se considera el tamaño y la densidad del cultivo, se expresa en porcentaje (Roncal 2004).

b) Severidad: es el porcentaje de la superficie del órgano enfermo, ya sea de hojas, tallos, raíces y frutos en relación al soma de la planta. El ejemplo típico de esta forma de estimar la enfermedad es el que se utiliza para evaluar manchas foliares. La severidad es un parámetro que refleja con precisión la relación de la enfermedad con el daño que le provoca al cultivo. Su evaluación es más compleja que la determinación de la incidencia, porque puede ser subjetiva y por lo tanto requiere de un entrenamiento previo por parte del evaluador (Ivancovich *et al.* 1998).

Para calcular el porcentaje se utiliza diferentes escalas de evaluación, desde las propuestas por Nathan A. Cobb en 1892. El investigador de acuerdo a sus objetos puede proponer escalas con diferentes grados de evaluación. Las líneas, varían desde el grado 0 a grado 100; otras tienen 10 grados, 6 grados, 5 grados; e incluso hay de 3 grados (Roncal 2004).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación

La investigación se realizó en campo agrícola y laboratorio. En campo se recolectó las muestras del área de cultivo de la empresa Andean Berries Perú S.A.C.; en centro poblado la Bendiza, distrito de Jesús provincia y departamento de Cajamarca, cuyas coordenadas de ubicación comprende $7^{\circ}14' 41.5''$ S y $78^{\circ} 23' 41.4''$ O, a una altitud de 2550 msnm.

En el laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, con las coordenadas $7^{\circ}10'48''$ S y $78^{\circ}29'44''$ O, una altitud de 2700 msnm., a 3.5 km de la ciudad de Cajamarca, Carretera Baños del Inca; se realizó la diagnosis y la fotografía microscópica de los fitopatógenos.

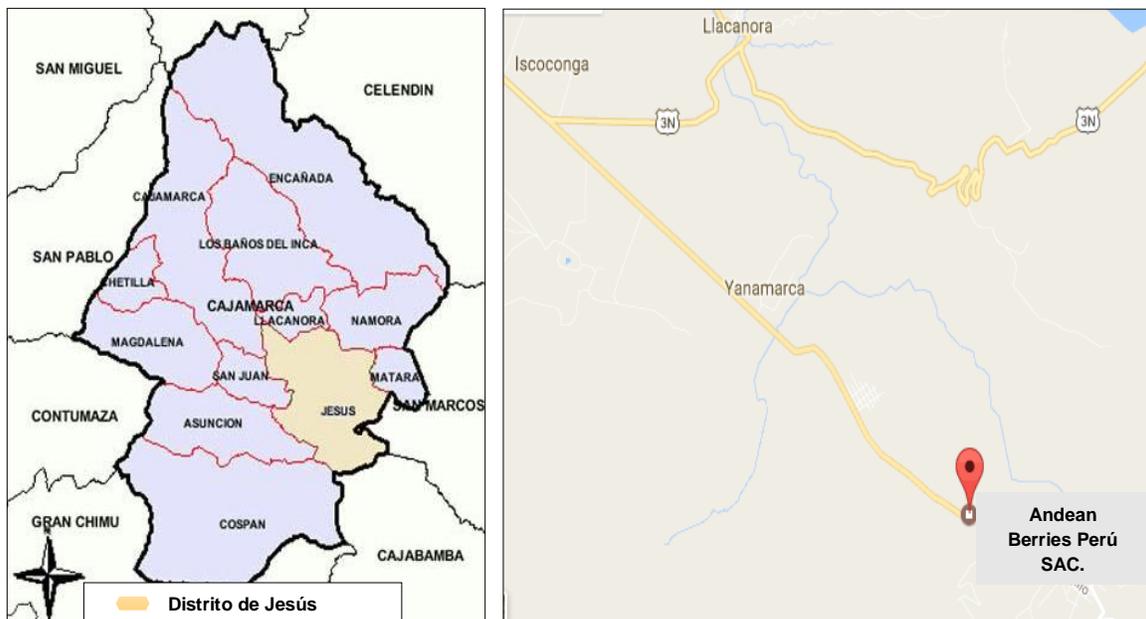


Fig. 1. Mapa de ubicación del distrito de Jesús y la empresa Andean Berries Perú S.A.C.

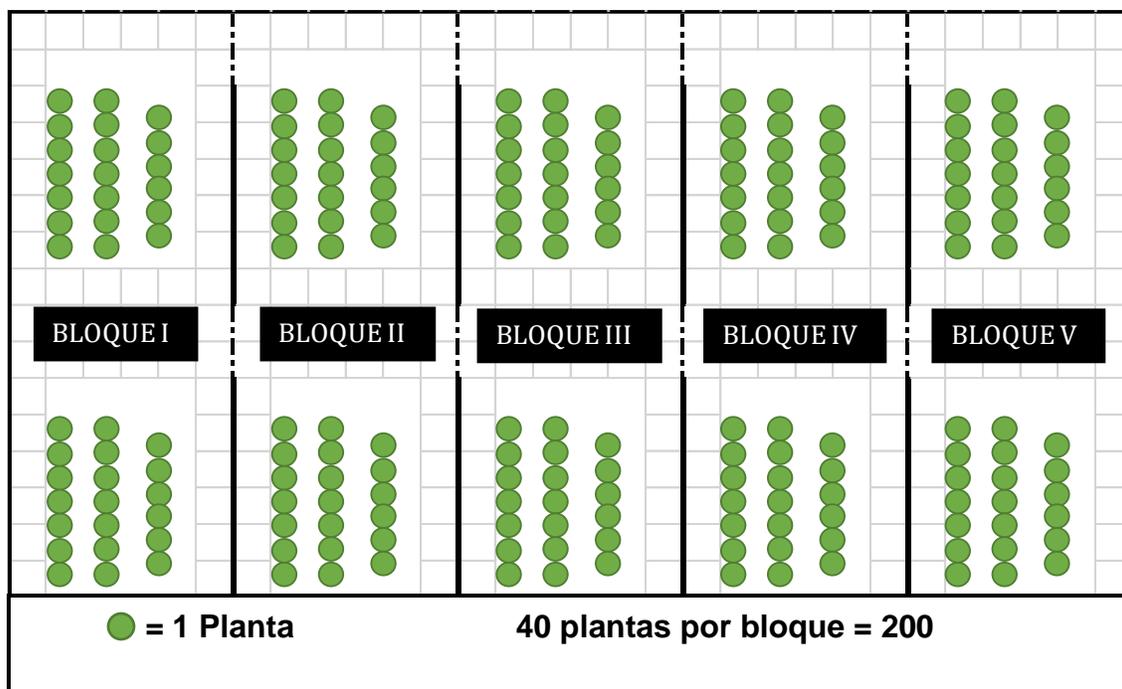


Fig. 2. Croquis de distribución de las plantas evaluadas

Tabla 1. Condiciones climáticas durante los meses de evaluación

Meses de evaluación	Temperatura (°C)			Humedad relativa (%)	Precipitación (mm)
	Máxima	Mínima	Promedio		
Abril	21	9	15	65	73.3
Mayo	21.1	8.3	14.7	65	50.1
Junio	21.3	5.8	13.55	53	10.8
Julio	21.2	6.6	13.9	55	0.5
Agosto	21.9	7	14.45	55	0
Promedio	21.3	7.34	14.32	58.6	26.94

Fuente: SENAMI 2018 (Estación meteorológica Augusto Weberbauer-UNC)

3.2. Materiales

1.1.1. Material biológico

Raíz, tallo, hojas, flores, frutos de arándano con síntomas de enfermedades fúngicas.

1.1.2. Material de laboratorio

a. Equipos de esterilización y asepsia: cámara de flujo laminar, incubadora, estufa, autoclave, mecheros, aspersores de alcohol, cocina.

b. Equipo óptico: microscopio, estereoscopio, lupa y cámara fotográfica.

c. Material de vidrio: placas Petri, tubos de ensayo de diferentes capacidades, lámina porta y cubre objetos, vasos de precipitación de diferente capacidad, beakers, matrás, pipeta.

d. Desinfectantes: hipoclorito de sodio de 2 – 5 %, alcohol etílico de 90 °, detergente y jabón.

e. Medio de cultivo: papa dextrosa, Agar (PDA).

f. Otros materiales: bata de protección, papel, bolsas de polietileno, cinta masking, cámaras húmedas de plástico de 500 cc y 1000 cc, tijeras, pinzas, sorbetes de plástico, fosforo, navajas, agujas hipodérmicas, asa de siembra, papel aluminio, agujas MRO, estiletes, bisturís, papel filtro, franela, papel higiénico, plumón indeleble, papel bond A4_80 g, cinta adhesiva, colores, perforador, tijera, fólder, cuaderno de apuntes.

3.3. Metodología

3.3.1. Trabajo en campo

a) Características de las plantas evaluadas

Las plantas evaluadas, fueron de un año después de plantadas en campo definitivo, se encuentran en contenedores de 50 L, con una combinación de sustratos de cascarilla de arroz, viruta de pino y otros.

Se encontraron en estado fenológico de brotamiento, prefloración, floración y fructificación. Se realizaron todas las actividades de manejo, excepto la aplicación de fungicidas.

b) Selección y colección de muestras en el campo: se observaron muestras de plantas de arándano con síntomas de infecciones fúngicas en raíces, tallos, hojas, flores y frutos del huerto de la empresa Andean Berries Perú S.A.C. De las plantas afectadas, utilizando tijeras se colectaron partes de la planta.

c) Traslado de las muestras: las muestras obtenidas se dispusieron en táperes de plástico, identificándose la fecha y el número de planta evaluada, posteriormente se condujo al laboratorio de Fitopatología de la Facultad de ciencias Agrarias.

d) Determinación de incidencia de la enfermedad.

De cada bloque se tomó 40 plantas, teniendo en cuenta el síntoma característico de cada enfermedad.

Se consideró planta enferma, cuando en raíz, tallo, hoja, flor y fruto se encontró síntomas de cada enfermedad. Con estos datos se determinó la incidencia, haciendo uso de la fórmula matemática.

$$\text{Incidencia de la enfermedad} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de plantas enfermas}}{\text{total de plantas (sanas + enfermas)}} \times 100$$

e) Determinación de severidad de la enfermedad.

Los datos de “severidad”, se obtuvieron utilizando las mismas plantas que sirvieron para determinar la “incidencia”

Para cada enfermedad encontrada se elaboraron escalas de evaluación, teniendo en cuenta la patogénesis manifestada a través de síntomas, los mismos que de acuerdo a los intervalos de clase de cada grado de la escala, se optó por el porcentaje mayor del intervalo de clase.

Para determinar la severidad de *Alternaria* sp., y *Cladosporium* sp., se realizó lo siguiente: de las 40 plantas por bloque, se seleccionó al azar 1 planta y de ésta se

colectaron 40 hojas del tercio superior, medio e inferior, para evaluar en que grado se encontraban cada hoja.

En el caso de *Botrytis cinerea* Pers.Fr., de las 40 plantas por bloque, se seleccionó al azar 1 planta y se colectó 40 frutos semi maduros y maduros y determinar en qué grado se encontraba cada fruto.

Para *Pestalotia* sp. y *Fusarium oxisporum* Schl., de las 40 plantas por bloque, se observó en qué grado se encontraban tallos, ramas o brotes.

Para *Fusarium* sp., en vivero, se evaluaron camas de enraizamiento que contenían 200 esquejes por cama.

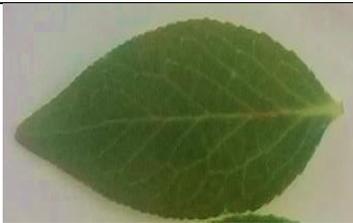
Las imágenes nos permitieron obtener datos para determinar la severidad a través de la fórmula y las escalas de evaluación que a continuación se detallan:

$$\text{Severidad de la enfermedad} = \frac{\sum(N^{\circ} \text{ de plantas de grado } n) \times (\% \text{ mayor grado})}{\text{Número total de plantas evaluadas}}$$

Con la finalidad de determinar la precisión y variabilidad de los resultados durante la toma de datos en campo para la severidad; se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y comprobó las diferencias significativas que puedan existir entre la cantidad de plantas registradas por cada grado, de los patógenos encontrados.

f) Escalas de evaluación de severidad de las enfermedades encontradas en arándano

Tabla 2. Escala de evaluación para determinar la severidad de alternariosis (*Alternaria* sp.) en hoja de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0 %		Hoja aparentemente sana
2	1-25 %		Hoja con puntos necróticos, aproximadamente de 3 milímetros de diámetro. Comprometiendo el 25 % de necrosis en la hoja.
3	26-50 %		Hoja con tono amarillento, unión de 5 puntos necróticos de color marrón oscuro
4	51-75 %		Hoja con tono púrpura violáceo, necrosis de color marrón oscuro, comprometiendo más del 50 % del área de la hoja.
5	76-100 %		Hoja totalmente necrosada de color marrón oscuro acompañada de un amarillamiento y coloración púrpura violáceo.

Fuente: elaborado por María Edquén y Manuel Roncal (2019)

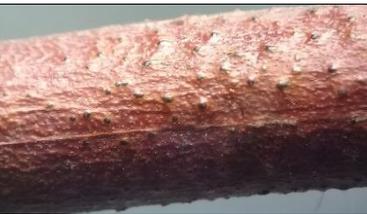
Tabla 3. Escala de evaluación para determinar la severidad de pudrición acuosa

(*Botrytis cinerea* Pers. Fr.) en fruto del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0%		Fruto aparentemente sano con vista al estereoscopio.
2	1-25 %		Fruto, mostrando maceración en 25 % del área del fruto.
3	26-50 %		Fruto con lesión macerada, ocupando el 50 %, tonalidad marrón claro.
4	51-75 %		Fruto con 75 % maceración y deshidratación, liberación de jugo por la acción de las enzimas.
5	76-100 %		Fruto macerado y deshidratado, en 100 % crecimiento micelial del patógeno.

Fuente: elaborado por María Edquén y Manuel Roncal (2019).

Tabla 4. Escala de evaluación para determinar la severidad de pestalotiopsis=antracnosis o tizón del tallo en arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Pestalotia* sp.

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0 %		Tallo aparentemente sano
2	1-25 %		Tallo con lesiones, todos de color rosado claro, de 2 mm de diámetro.
3	26-50 %		Tallo con lesiones de 5mm de diámetro, color rosado, anaranjado, desprendimiento del tejido epidérmico, rodeado de clorosis del tejido cortical.
4	51-75 %		Tallo con lesiones de color marrón claro, con límite definido rodeado de un área rosada-anaranjada y clorosis generalizada de la corteza.
5	76-100 %		Tallo muerto, de color marrón claro y mostrando acérvulos en forma de puntos negros.

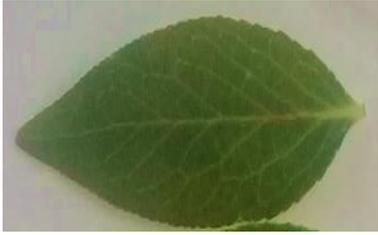
Fuente: elaborado por María Edquén y Manuel Roncal (2019)

Tabla 5. Escala de evaluación para determinar la severidad de necrosis en el tallo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl.

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0-0.9 %		Tallo aparentemente sano
2	1-25 %		Tallo con lesión de 1 cm de largo de color marrón claro
3	26-50 %		Tallo con lesión de 3 cm de largo con una tonalidad púrpura y pequeño marchitamiento en las hojas.
4	51-75 %		Tallo con lesión de 5 cm de color marrón oscuro con una deshidratación y defoliación total de la rama.
5	76-100 %		Tallo totalmente muerto, defoliado y coloración marrón oscuro

Fuente: elaborado por María Edquén y Manuel Roncal (2019)

Tabla 6. Escala de evaluación para determinar la severidad de *Cladosporium* sp., en hoja de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0 %		Hoja aparentemente sana
2	1-25 %		Hoja con puntos necróticos, aproximadamente de 2-3 mm de diámetro. Comprometiendo menos del 25 % de necrosis en la hoja.
3	26-50 %		Unión de 6 puntos necróticos de color negruzco, comprometiendo más del 25 % de la hoja
4	51-75 %		Hoja con necrosis de color negro, comprometiendo más del 50 % del área de la hoja.
5	76-100 %		Hoja con necrosis de color negro, aspecto húmedo, con el ápice doblado, comprometiendo la necrosis más del 75 %.

Fuente: elaborado por María Edquén y Manuel Roncal (2019)

Tabla 7. Escala de evaluación para determinar la severidad de *Fusarium* sp., en esquejes de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.), en vivero

Grado	Porcentaje de infección	Imagen	Descripción
1	0 %		Esqueje aparentemente sano
2	1-25 %		Esqueje con una lesión de marrón claro en el callo
3	26-50 %		Esqueje con lesión de 2 cm de largo de color marrón, yemas cloróticas.
4	51-75 %		Esqueje con lesión de 5 cm de color marrón, yemas deshidratadas.
5	76-100 %		Esqueje con más del 75 % de infección de color marrón oscuro, yemas muertas.

3.3.2. Trabajo de laboratorio

3.3.2.1. Aislamiento de los patógenos causantes de la fungosis en arándano.

La forma de aislamiento se realizó de acuerdo al órgano afectado. En el caso de los tallos, ramas y brotes que mostraron el síntoma y signo característico del patógeno; se separaron porciones de 2 a 3 mm², teniendo en cuenta el 50 % de

área afectada y 50 % de área aparentemente sana, esta selección se realizó utilizando el estereoscopio.

Las porciones seleccionadas, se dispusieron en hipoclorito de sodio al 2 %, por 1 a 2 minutos, luego se enjuagaron con agua destilada estéril y se sembró en medio de cultivo PDA, se incubó entre 18 a 22 °C, observándose cada 24 horas durante 72 horas, tiempo que permitió el desarrollo del micelio de patógeno. De esta siembra se procedió a realizar la purificación, multiplicación y conservación del patógeno.

a) Obtención del signo en cámara húmeda: las partes colectadas de raíces, hojas, flores y frutos de arándano que mostraron los síntomas de fungosis fueron lavados con agua corriente y enjuagados con agua esterilizada, posteriormente se dejaron secar a condiciones de ambiente del laboratorio por un tiempo de 3 a 4 horas, para luego ser colocadas en cámaras húmedas (depósitos de plástico, 100 cc, 125 cc y 250 cc de capacidad con tapa hermética y en su interior papel higiénico humedecido con agua estéril) con la finalidad de dar condiciones a los patógenos y que muestren el signo característico. Las muestras fueron observadas cada 24 horas durante 3 días; en algunas el signo apareció después de 24 horas, en otras a las 48 y 72 horas. Cabe resaltar que, las muestras no se pueden dejar por más tiempo debido a que se genera contaminación con otros microorganismos, principalmente que se encuentran en el ambiente.

b) Siembra monospórica del signo del patógeno: bajo condiciones de asepsia, se observó al estereoscopio el signo de cada hongo, que prosperó en la cámara húmeda. Luego de visualizar las estructuras de fructificación, se procedió a realizar la siembra monospórica; las esporas del hongo se extrajeron con el asa de siembra y se sembraron en las cajas de Petri que contenían medio PDA, la siembra se realizó en cinco puntos de cada caja. Estos se instalaron en una cámara de cristal cerrada en un rango de temperatura de 20 a 22 °C, monitoreándose cada 24 horas, durante una semana, tiempo que depende de cada género de hongo.

c) Aislamiento, purificación y multiplicación del patógeno: este proceso se realizó con la ayuda del estereoscopio, que consistió en coger una porción del micelio de cada muestra, donde se distinguía la formación de masas de conidios. Luego, se procedió a empapar asa de siembra o la aguja MRO en agua destilada estéril, para que, en esta lámina, se adhiran las esporas del hongo que se desea purificar. El proceso de impregnación de esporas del hongo, consistió en acercarse con cuidado la aguja a la zona esporífera; las esporas impregnadas se sembraron en cajas Petri con medio PDA; esta práctica consistió en hacer un simple contacto de la aguja con la superficie del medio de cultivo; precisando que el contacto se realizó en cinco espacios diferentes del área total de la placa.

Las placas sembradas se incubaron a 22 °C, observándose cada 24 horas, para determinar el crecimiento y desarrollo del hongo.

Las placas no contaminadas, sirvieron para realizar las siembras en microcultivo, con la finalidad de obtener en forma detallada las estructuras que caracterizan a cada patógeno fungoso. Obtenido las cepas puras de cada hongo, se procedió a su multiplicación en otras placas Petri con medio PDA, sembrando una porción del micelio de 4 cm² en el centro de cada placa Petri, se realizó la multiplicación de 3 placas Petri por patógeno, luego se incubó a 22 °C.

3.3.2.2. Caracterización morfológica de los fitopatógenos fungosos de arándano

Con la finalidad de determinar las características morfológicas de los fitopatógenos fungosos de arándano se procedió a realizar la siembra monospórica en microcultivo, proceso que consistió en:

a) Siembra del patógeno en una gota de PDA en la lámina porta objetos: a este proceso se conoce como microcultivo.

a. Una vez purificado y multiplicado, el micelio del hongo que desarrollo en medio PDA, se extrajo un mínimo de esporas con la aguja MRO. Éstas se sembraron en una gota de PDA extraída con el asa de siembra; colocada en una porta objeto **b.** Inmediatamente después de la siembra se cubrió con la cubre objetos, realizando una leve presión que permitió uniformizar el medio. **c.** El porta objetos que contiene la siembra de esporas, se puso sobre un ángulo, de un sorbete nuevo; y este se dispuso en una placa Petri que contenía agua estéril, permitiendo de esta manera mantener la humedad adecuada, para el crecimiento y desarrollo del hongo. **d.** Posteriormente se incubó a 22 °C; realizándose las observaciones microscópicas cada 24 horas durante cuatro días; determinando de esta manera, el proceso de germinación de la espóra, formación de la hifa y su ramificación, conidióforos y conidios, variando de acuerdo al género del patógeno.

Estas estructuras fueron fotografiadas, las mismas que sirvieron para la identificación de los géneros a través de la clave de identificación de Barnett (1960) y Barnett y Hunter (1998).

b. Identificación del género: las estructuras somáticas de cada patógeno facultativo, sirvió para identificar el género y especie de cada hongo causante de la fungosis en el cultivo de arándano. Se usó las claves de identificación “Illustrated genera of imperfect fungus” de Barnett (1960) y Barnett y Hunter (1998) y algunos otros autores.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Identificación del patógeno causante de manchas foliares

a) Morfología: después de 24 horas en medio PDA, se observa una colonia gris claro, posteriormente se torna color gris oscuro algo verduzco, con el borde blanco; al fondo de la placa Petri se observa de color negro pardusco, con un borde gris claro.

El microcultivo nos permitió diferenciar que este hongo, después de la germinación de una o más células de cada conidio; los tubos germinativos son hialinos, a medida que crecen en longitud se diferencian los septos; formándose la auténtica hifa que en la porción apical se muestra de color marrón tenue brillante, en el resto de color marrón amarillento brillante con septos y paredes laterales de color marrón oscuro. Esta característica se encuentra en el proceso de formación del micelio.

Entre 24 y 48 horas la ramificación de hifas se hace más evidente, además se aprecia la diferenciación de los conidióforos simples y multiseptados, de color marrón claro, brillantes; en cuya célula apical se diferencian los conidios, éstos primero se muestran como una esfera de color claro (Roncal 1993).

Cuando se diferencia el primer septo se empieza a colorear de marrón tenue, sigue su crecimiento formando conidios multicelulares y con septos longitudinales y transversales, formando de esta manera los conidios muriformes como lo reportan (Barnett y Hunter 1998). Posteriormente, de la célula apical del primer conidio se

origina el segundo y así sucesivamente hasta formar conidios en cadena, denominados micológicamente conidios catenulados, como lo reporta Agrios (1993). Esporádicamente alguna célula del conidio da origen a otro conidio comportándose ésta como conidióforo, en este proceso sigue la formación de células catenulados como se muestra en la figura 5.

b) Identificación del género: las características descritas anteriormente, nos ayudaron a determinar al género *Alternaria* y utilizando las claves de Barnett (1960), Barnett y Hunter (1998) descrita en la página 82 del apéndice.

La morfología del patógeno que ocasionan las manchas foliares del arándano, es ***Alternaria* sp.**

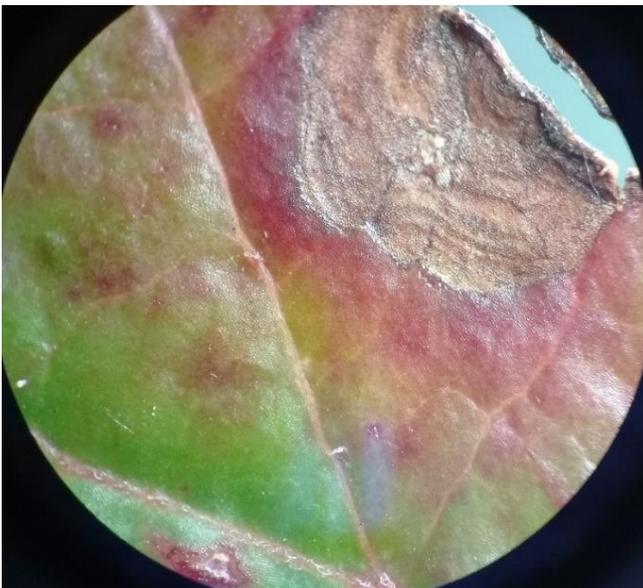


Fig. 3. Mancha necrótica ocasionada por *Alternaria* sp.



Fig. 4. Inicio de formación de conidios de *Alternaria* sp.

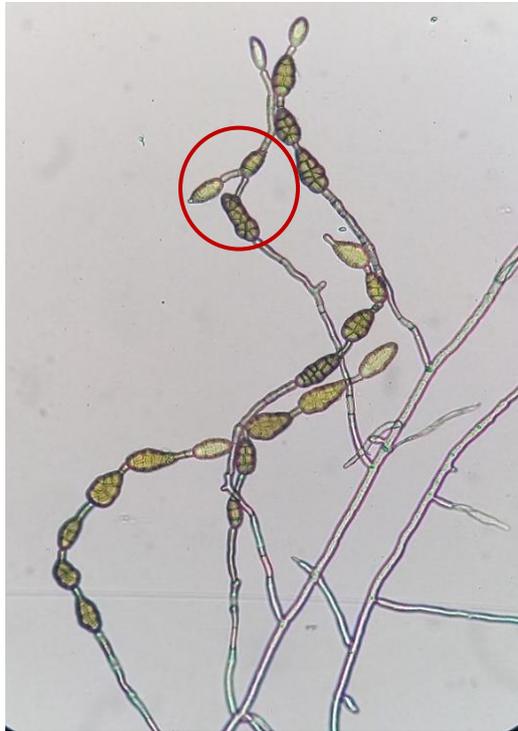


Fig. 5. Conidióforos con 6 conidias y formación de conidióforos a partir de una conidia de *Alternaria* sp.

4.1.1. Patogénesis de *Alternaria* sp., Los conidios diseminados por el viento, agua y los insectos; cuando llega a los órganos aéreos de la planta y encuentra las condiciones favorables, germinan de uno a varios tubos de germinación; que por quimiotaxismo se dirigen a las aperturas naturales, dando origen a las infecciones; cuya manifestación inicial, se muestran como puntitos cloróticos, que al aumentar de tamaño se torna de color marrón claro, rodeado de un halo clorótico y púrpura violáceo; a medida que el tejido se necrosa, se aprecia las manchas foliares amorfas de color marrón claro (área holonecrótica), rodeadas de una amplia área purpura que posteriormente se hace clorótica (plesionecrótica), seguida de necrosis de color pajizo o marrón claro, esto es por la síntesis de toxinas del patógeno. En algunas manchas se aprecia anillos concéntricos.

Las hojas seniles muestran mayor susceptibilidad y son severamente atacadas; las células del parénquima afectado pierden turgencia, las porciones muertas de la

lámina foliar se unen unas a otras, dando origen al abarquillamiento, seguido de defoliación.

4.1.2. Incidencia y severidad de *Alternaria* sp.

Tabla 8. Incidencia y severidad de alternariosis (*Alternaria* sp.), en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) en cinco bloques y promedio

Bloques	Condiciones ambientales				Evaluación de la enfermedad	
	T° máx. (°C)	T° min. (°C)	HR (%)	pp. promedio (mm)	Incidencia (%)	Severidad (%)
I					75	33.12
II					70	31.25
III	21.3	7.34	58.6	44.73	67.5	27.5
IV					65	26.87
V					72.5	33.12
Promedio					70	30.37

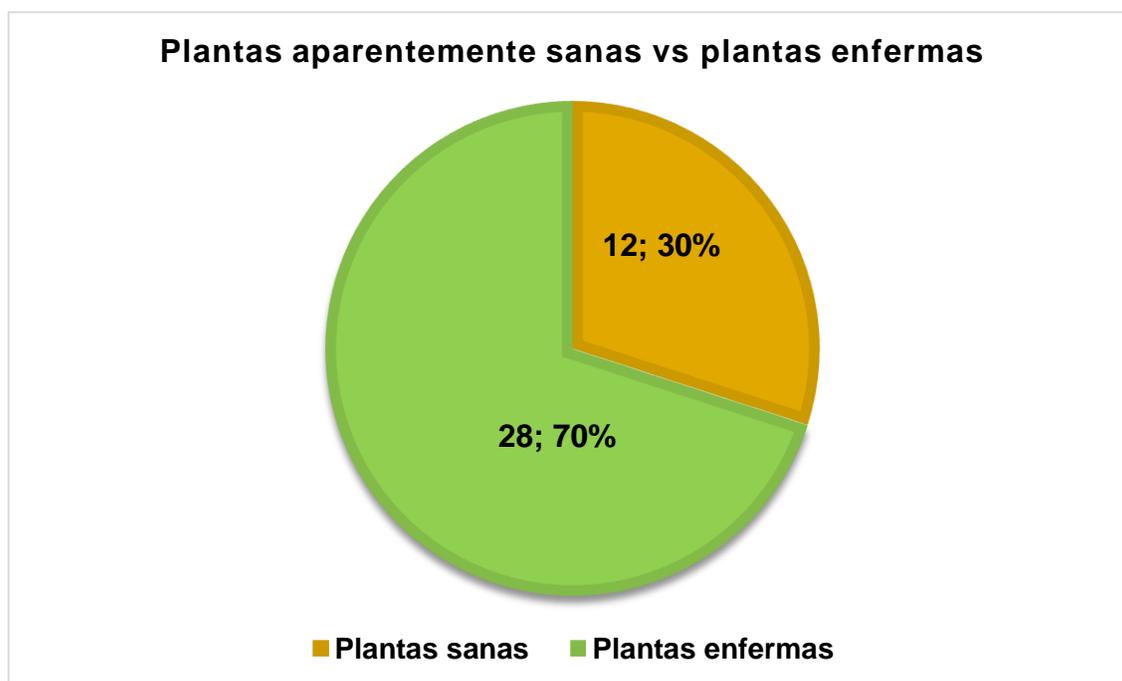


Fig. 6. Porcentaje promedio de los cinco bloques de plantas aparentemente sanas y enfermas de alternariosis, en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Alternaria* sp.

La temperatura mínima promedio durante los meses de evaluación fue 7.34 °C y la máxima de 21.3 °C, con una media de 14.32 °C, y la precipitación de 44.73 mm

(SENAMHI 2018), condición apropiada para la germinación de conidios de este patógeno, como se reporta en FAUBA (2019).

Bajo estas condiciones, el patógeno prosperó adecuadamente logrando infectar un promedio de 70 %, como se muestra en la tabla 6 y figura 6.

El 70% de incidencia promedio, indica que durante la fenología de la planta existieron condiciones para que ocurra la germinación, penetración y establecimiento del inoculo del hongo, causando infecciones en la lámina de las hojas. Sin embargo, la no infección en todas las plantas se debió a que la humedad relativa (HR) durante los meses de evaluación alcanzó un promedio de 58.6 %; ésta fue una limitante para que no ocurra mayor infestación, ya que el patógeno necesita más del 70 % de humedad para prosperar.

Si no se realiza un control preventivo y antes de obtener este valor de incidencia en etapa de brotación y prefloración, es importante tomar en cuenta medidas de control químico de la enfermedad, debido a que el patógeno afecta el área foliar y por ende la fotosíntesis; cuando hay deficiencia en la fotosíntesis, se verá afectado el crecimiento de la planta, el desarrollo de un número suficiente de yemas florales, el número y tamaño de frutos y el almacenamiento de reservas necesarias.

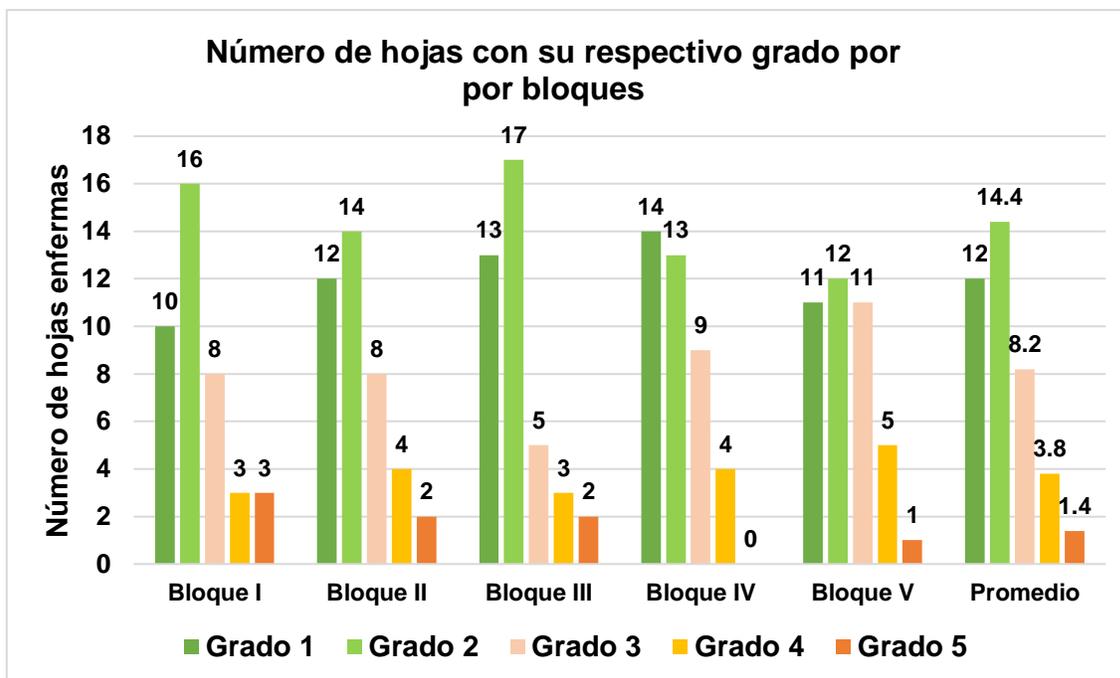


Fig. 7. Histograma del número de hojas enfermas con alternariosis en los cinco bloques y promedio de todos los bloques con su grado de infección, causado por *Alternaria* sp.

En la figura 7, se muestra el número de hojas con alternariosis; en promedio de los cinco bloques evaluados, se determinó 14.4 hojas enfermas por *Alternaria* sp., con el grado 2; este grado indica que las plantas presentan infección en hojas del tercio superior de 1 al 25 %; observando las condiciones ambientales, fue favorable para este patógeno, pero la infección nos demuestra que es una raza fisiológica no virulenta.

El promedio de hojas aparentemente sanas, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, es difícil de apreciar a simple vista; en este grado se encuentran en promedio 12 hojas.

En el grado 3, se encuentran en promedio 8.2 hojas; cuya infección alcanza al 50 %, este tipo de infección principalmente se determinó en hojas del tercio inferior, característica natural de las diferentes especies del género *Alternaria*. Hongos que, por naturaleza, son necrófagos, para sobrevivir primero necrosan a los órganos, característica común en órganos seniles del hospedero, como lo comenta Roncal

(2004). Este valor es preocupante cuando las plantas están en brotación y prefloración, afecta la floración y apariencia de la planta.

El promedio de hojas con el grado 4, se encuentran en el orden de 3.8 unidades; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con este grado, cuando las necrosis alcanzan los peciolo ocurre defoliación. Es importante tener en cuenta este valor cuando el cultivo se encuentre en proceso de cuajado de frutos, influirá en el número de frutos.

El promedio de hojas con el grado 5, están en el orden de 1.4 unidades, con este grado mayormente se encontraron en las hojas de las ramas dispuestas en el tercio inferior de la planta. Las infecciones de cada hoja se encuentran entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones ocurre la defoliación.

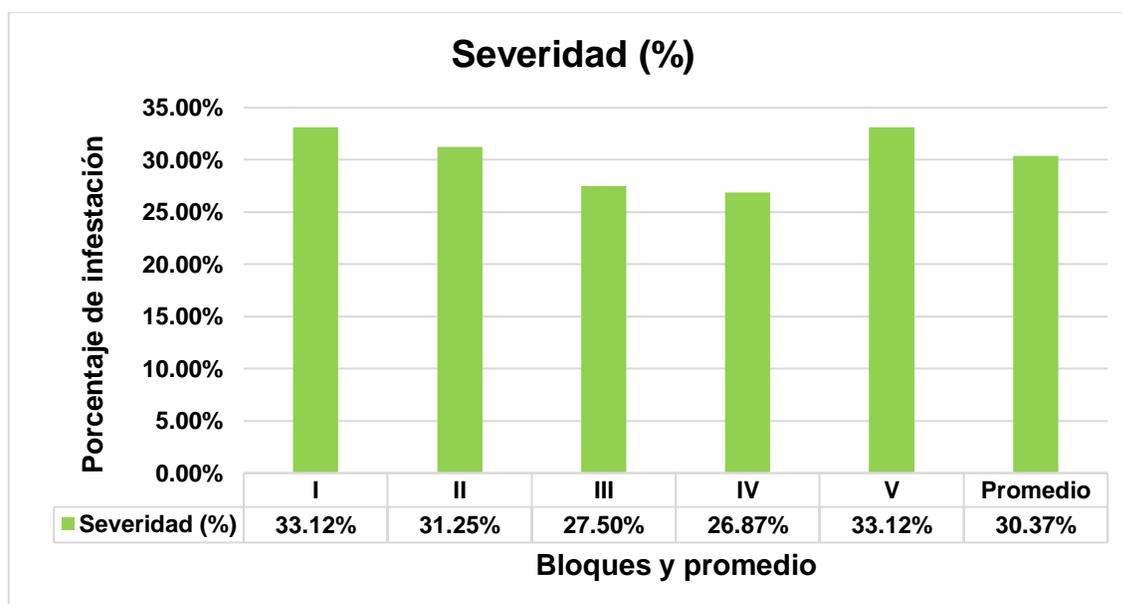


Fig. 8. Porcentaje de severidad en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) de *Alternaria* sp.

En la figura 8, se muestra el histograma de severidad por bloques y el promedio; de ésta se deduce que el mayor porcentaje de severidad se registró en los bloques I y V con 33.12 %, seguido del bloque II con una infestación del 31.25 %. En el bloque III se registró 27.50 % de severidad y en el bloque IV, 26.87 %.

El promedio fue de 30.37 %; es importante considerar por debajo de este porcentaje cuando el cultivo se encuentra en etapa fenológica de prefloración, floración y

fructificación debido a que no se puede llevar a cabo una poda de sanidad y eliminar el inóculo, como se realiza con las plantas después de la cosecha.

4.1.3. Análisis de varianza para la severidad de *Alternaria* sp.

El análisis de varianza se realizó con los datos registrados en la tabla 22 del apéndice

Tabla 9. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de *Alternaria* sp.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F calculado	P - valor
Bloque	4	0.17	0.04	0.23	0.9154
Grados de Severidad	4	24.25	6.06	32.87*	0.0001
Error	16	2.95	0.18		
Total	24	27.37			

*= significativo C.V = 16.34 %

Estadísticamente existe diferencia significativa entre grados de severidad, por lo que se realizó la prueba de Tukey al 5 %.

Tabla 10. Prueba de significación de Tukey al 5 % de probabilidad para los grados de severidad de *Alternaria* sp.

Grado de Severidad	Promedio	Significación al 5 %
2	14.4	A
1	12	A
3	8.2	B
4	3.8	C
5	1.6	C

La prueba de Tukey al 5 % de probabilidad, indica que los grados de severidad 2 y 1 muestran diferencias significativas con respecto al grado 3 y mayor diferencia con

respecto a los grados 4 y 5, entonces los grados 2 y 1 son estadísticamente iguales, debido a que los promedios son semejantes; así como los grados 4 y 5 son iguales.

4.2. Identificación del patógeno causante de la pudrición acuosa en hojas, flores y frutos.

a) Morfología: prospera en medio de cultivo PDA, asimismo en órganos afectados de la planta como tallos, hojas, flores y terminales; sobre el tejido afectado se observa un moho gris polvoriento.

El micelio en las primeras 24 horas en medio PDA, incubado a 22 °C, es de color blanco, pasado las 48 horas se observa un color gris claro y termina en gris oscuro debido a la proliferación de hifas y formación de conidióforos y conidias.

En microcultivo al microscopio se diferencia hifas hialinas septadas, de las cuales se diferencian conidióforos hialinos, con ramificación en la parte terminal, cada rama se ramifica y cada ramificación termina en un abultamiento con esterigmas, (figura 9); donde se forman las esporas unicelulares, de color gris y con un brillo característico, circulares y ovaladas, semejando a un racimo de uvas (figura 11), esta característica coincide con la descripción que reporta Roncal (1993).

Cabe indicar que, las esporas son de 12.5 - 24 µm de largo y de 10 - 16 µm de ancho, reportado por (Fernandez 1979).

b) Identificación del género: las características morfológicas descritas anteriormente, acompañadas de las figuras de cada estructura y las claves de identificación de Barnett (1960), de determinó que se trata del género *Botrytis*, cuyas claves se describen en la página 83 del apéndice.



Fig. 9. Formación de conidióforos y esterigmas de *Botrytis cinerea* Pers.Fr.



Fig. 10. Formación de conidios de de *Botrytis cinerea* Pers.Fr.



Fig. 11. Hifas, conidióforos y conidias *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

4.2.1. Patogénesis de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., este patógeno, se caracteriza por tener dos tipos de inóculo, en forma de conidios se encuentra en el aire y como esclerocios en el suelo; éste último cuando encuentra condiciones adecuadas de

humedad y temperatura brota, dando origen a hifas, conidióforos y conidios que son transportados principalmente por el viento a los diferentes hospederos.

Todos los órganos aéreos del arándano son afectados por este patógeno. El inóculo germina en condiciones de humedad relativa entre 65 a 78 % y temperatura promedio de 14.5 °C; el tubo de germinación ingresa a través de las aperturas naturales; en hojas por estomas e hidátodos; en flores a través de nectarios; en tallos, ramas, esquejes por vía lenticelas y heridas causadas por insectos y el hombre, durante las labores culturales.

Establecida la hifa en los respectivos órganos, tiene crecimiento y desarrollo en forma intra e inter celular, alimentándose de las células del hospedero a través haustorios; en estas condiciones el hongo sintetiza enzimas del orden de las poligalacturonasas, que actúan degradando el ácido galacturónico formando moléculas de agua, de allí la característica de pudrición acuosa de los tejidos (Roncal 2004).

Los tejidos de los órganos afectados, desde el inicio de la infección, muestran maceración, con desprendimiento de líquido de color pajizo claro. Cuando estos se deshidratan ocurre el resecado; los pétalos se colorean de color pajizo, claro; las hojas se tiñen de color negro verdusco; esta característica se debe a producción de melanina (Jauch Clotilde 1988); los frutos que muestran mayor susceptibilidad en planta, son aquellos que han completado su madurez fisiológica; de esta manera llevan el inóculo, manifestándose la pudrición acuosa en post cosecha.

En los diferentes órganos afectados aflora el signo, en forma de moho gris claro pulverulento, que al tener contacto rápidamente se dispersa.

La pudrición en esquejes y plántulas en vivero, aparecen en el ápice y yemas, estas lesiones son de color marrón claro y a medida que avanza la infección se torna de

color oscuro, las ramitas pierden turgencia y la plántula muere, sobre el tejido se observa el micelio del hongo.

4.2.2. Incidencia y severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

Tabla 11. Incidencia y severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., en fruto de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.), en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Condiciones ambientales				Evaluación de la enfermedad	
	T máx. (°C)	T. min. (°C)	HR (%)	PP promedio (mm)	Incidencia (%)	Severidad (%)
I	21.3	7.34	58.6	44.73	25	11.25
II					20	10.00
III					27.5	10.63
IV					17.5	8.75
V					20	8.13
Promedio					22	9.25

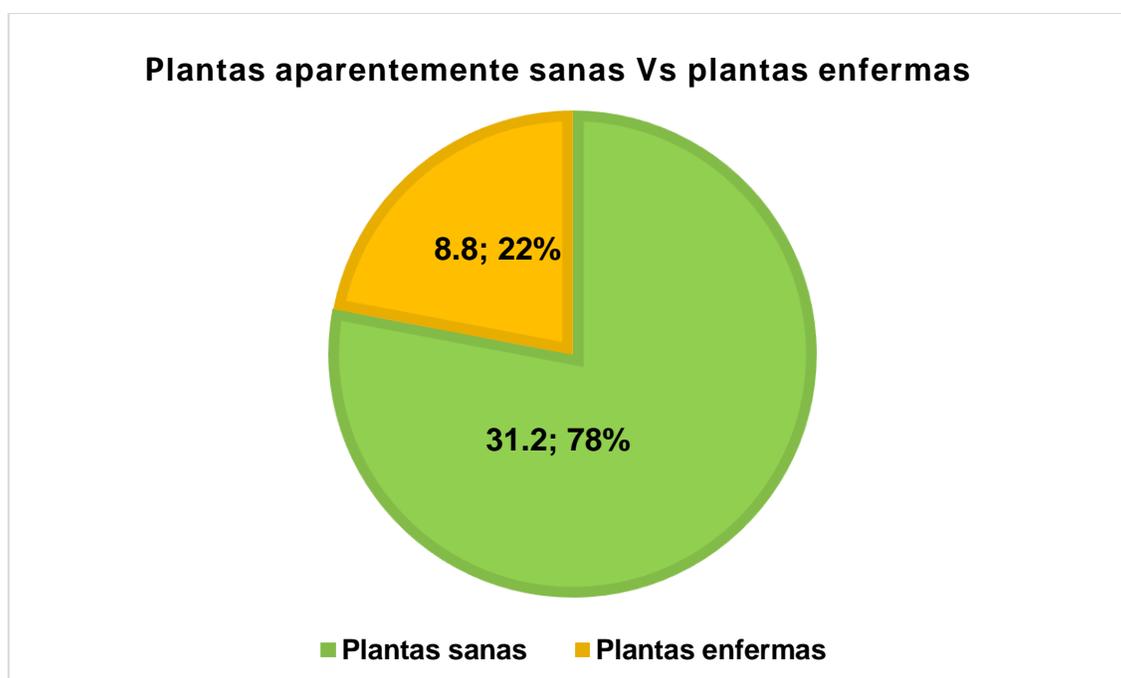


Fig. 12. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y enfermas, de pudrición acuosa en flores y frutos de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

La temperatura mínima promedio durante los meses de evaluación fue 7.34 °C y la máxima de 21.3 °C, con una media de 14.32 °C, y la precipitación de 44.73 mm, humedad relativa de 58.6 % (SENAMHI 2018). Estos factores son determinantes en el desarrollo de la infección causada por este patógeno, prospera en un rango de temperatura de 0 - 30 °C como reporta (Nair y Allen 1993).

Bajo estas condiciones, el patógeno logró infectar el 22 %, como se muestra en la tabla 11 y figura 12.

La humedad relativa (HR) registrada, fue una limitante para que la germinación de conidios no ocurra con mayor incidencia, el patógeno necesita humedad sobre el 70 %. Es importante, realizar un manejo preventivo en la etapa de brotación y prefloración, para evitar que el inóculo infeste en la etapa de fructificación. Sin embargo, cuando se observe la manifestación inicial de la enfermedad se debe aplicar un fungicida curativo.

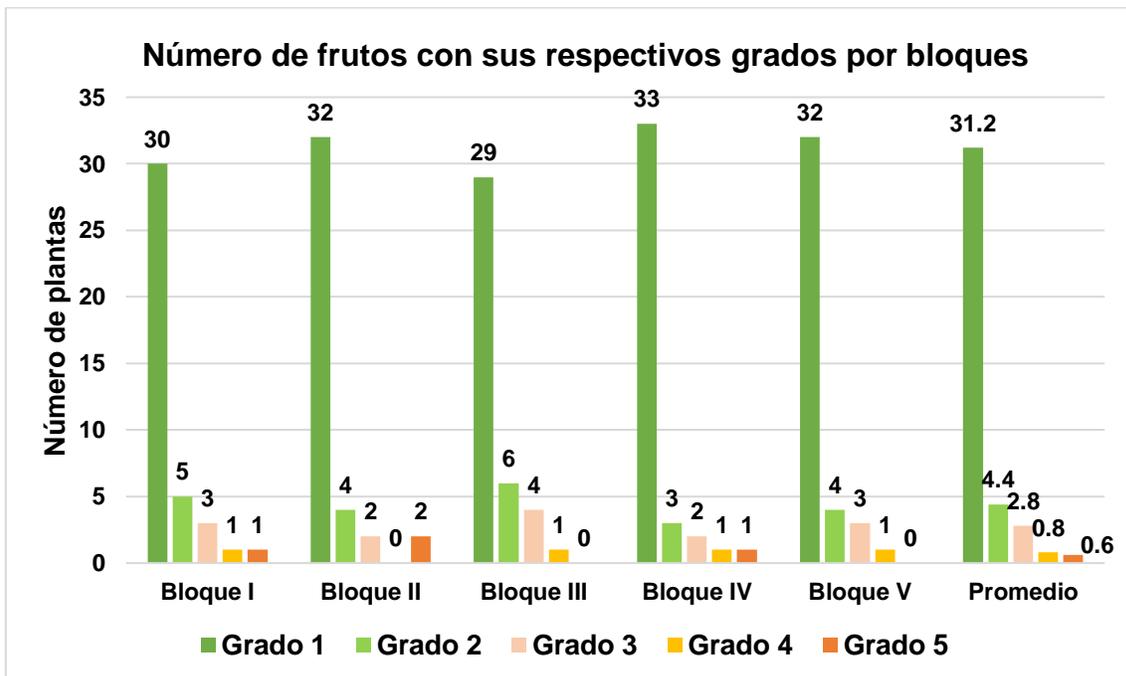


Fig. 13. Histograma del número de hojas enfermas de pudrición acuosa en los cinco bloques y promedio de todos los bloques con su grado de infección, causado por *Botrytis cinerea* Pers.Fr.

En la figura 13, se muestra el número de frutos con pudrición de flores y frutos; y el promedio de los cinco bloques evaluados. Se determinó en promedio 31.2 frutos

aparentemente sanas, que corresponde al grado 1, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, es difícil observar a simple vista.

El promedio de frutos enfermas por *Botrytis cinerea* Pers. Fr., con grado 2, fue de 4.4 unidades; este grado indica que las plantas presentan un área de infección en el fruto de 1 al 25 %.

En el grado 3, se encontraron 2.8 frutos; las infecciones van de 26 al 50 %, este tipo de infección principalmente se encontró en los semi maduros.

El promedio de frutos con el grado 4, se encuentran en el orden de 0.8 unidades; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con este grado, cuando los frutos están maduros y son afectados mecánicamente o dañados por insectos, rápidamente ocurre la infección, y como síntoma principal se observa la emanación de líquido.

El promedio de frutos con grado 5, están en el orden de 0.6 unidades, este grado mayormente se encontraron en los frutos maduros y restos florales. Las infecciones, del fruto se encuentra entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones ocurre emanación de líquido, deshidratación, crecimiento micelial en la superficie del tejido y su posterior caída.

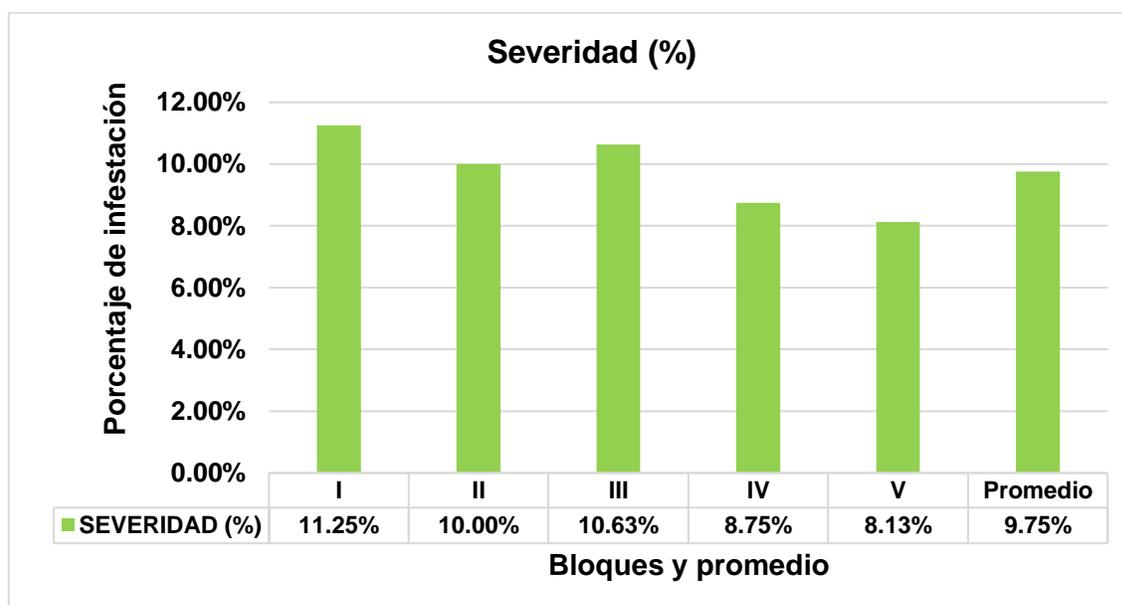


Fig.14. Histograma del porcentaje de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., en los cinco bloques y el promedio de los cinco bloques

La figura 14, muestra que en el mayor porcentaje de severidad se registró en el bloque I con 11.25 %, seguido por el bloque III con 10.63 %; en orden de mérito sigue el bloque II con 10 %, el bloque IV con 8.75 % y con 8.13 el bloque V.

Los datos de severidad promedio fue de 9.75 %, con

4.2.3. Análisis de varianza de la severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

El análisis de varianza se realizó con los datos obtenidos, que figuran en la tabla 24 del apéndice.

Tabla 12. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F calculado	P - valor
Bloque	4	0.14	0.03	0.19	0.9415
Grados de Severidad	4	80.07	20.02	108.25*	0.0001
Error	16	2.96	0.18		
Total	24	83.17			

*= Significativo C. V = 19.89 %.

Al encontrarse diferencia significativa entre los grados de severidad, se aplicó la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad.

Tabla 13. Prueba de Tukey al 5 % para los grados de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

Grado de Severidad	Promedio	Significación al 5 %
1	31.2	A
2	4.4	B
3	2.8	B C
5	0.8	C
4	0.8	C

La tabla 13, muestra la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los grados de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., indica que el grado 1 es estadísticamente superior con respecto al grado 2 y presenta mayor diferencia con respecto a los grados 3, 5 y 4.

4.3. Identificación del patógeno causante de la pestalotiopsis = antracnosis en tallos.

a) Morfología: directamente del tejido cortical, se visualizó conidios sobre conidióforos ramificados, lisos y cortos. Los conidios son oscuros, rectos o ligeramente curvados, con cinco células, con la basal y la terminal hialina; esta última puntiaguda con dos o más apéndices apicales hialinos, también elipsoidal o fusiforme.

Como resultado de esta caracterización se corroboró lo descrito por Sutton 1980, Barnett y Hunter 1999 y Montiel y Avelar 2001 para el género *Pestalotia*.

En medio de cultivo PDA, el micelio es abundante de color blanco cremoso, de aspecto algodonoso, en forma de roseta y de crecimiento radial y superficial abundante; el aspecto aéreo es escaso.

En tanto que por debajo presenta una coloración de blanco con coloraciones amarillas. El hongo cubre casi por completo una placa de 9 cm de diámetro en 10 días, incubado a 22 °C. Dentro de éste, se presentan puntos de color negro brillante y de consistencia dura, estructuras denominados acérvulos y que solo aparecen cuando el hongo a cubierto perfectamente la caja Petri.

Los acérvulos vistos directamente del tejido cortical afectados se aprecian como cuerpos fructíferos, de color negro, semiesféricos, subepidérmicos, conidióforos hialinos de menor tamaño que los conidios. Cuando éstos maduran, los acérvulos se muestran como estructuras abiertas sobre la superficie del tejido afectado, principalmente en la corteza de ramas y brotes.

Este patógeno cuando crece en medio de cultivo PDA, no forma acérvulos, los conidios prospera en porciones delimitadas del micelio, principalmente en la parte central de la caja Petri, en donde se aprecia puntos negros cristalinos acuosos, que al ser observados al microscopio dejan ver conidios. En condiciones “in vitro”, los conidios dejan germinar una sola célula, como se muestra en la figura 16.

Los conidios fusiformes, presentan mayormente cuatro septos horizontales, formando cinco células, esporádicamente tres y cuatro, las células de ambos extremos son hialinas, las centrales son de marrón oscuro. La célula hialina del extremo superior presenta de dos a tres apéndices, esta característica coincide con los reportes de Barnett y Hunter (1999).

b) Identificación del género: la morfología descrita anteriormente y comparadas con las claves de identificación de Barnett (1960), Barnett y Hunter (1998) se determinó que se trata del género *Pestalotia*, cuyas claves se describen en la página 84 del apéndice.



Fig. 15. Puntos negros de *Pestalotia* sp., en tallo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)



Fig. 16. Conidios con apéndices de *Pestalotia* sp.

4.3.1. Patogénesis de *Pestalotia* sp., el inóculo de este patógeno proviene de tejidos enfermos del arándano o talvez de otros hospederos.

Este hongo ocasiona lesiones hundidas, distribuidas indistintamente en la corteza del tallo, ramas y brotes; las primeras infecciones se observan como áreas ovales, circulares y amorfas de color rosado, anaranjado, desde 0.5 a 1.5 cm de longitud; conforme avanza la infección aumentan de tamaño, hasta alcanzar 3 – 5 cm de longitud, comprometiendo el diámetro de tallos y ramas. El proceso de intoxicación del tejido cortical en los inicios se manifiesta de color púrpura violáceo; seguido de color pajizo claro; terminando de color marrón claro; en estas condiciones se aprecia las estructuras de conservación del hongo en forma de puntos negros, que corresponden a los acérvulos, conteniendo esporas como nuevo inóculo.

Las porciones de tallo y ramas afectadas por este fitopatógeno, se reflejan al follaje con pérdida del color verde normal, necrosándose de color pajizo claro, las hojas muertas caen y el tallo inicia su necrosamiento en forma regresiva. Cabe resaltar que, en algunos casos la planta muestra su defensa con la formación de un callo en la resquebrajadura.

4.3.2. Incidencia y severidad de *Pestalotia* sp.

Tabla 14. Incidencia y severidad de antracnosis en tallos de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Pestalotia* sp., en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Condiciones ambientales				Evaluación de la enfermedad	
	T máx. (°C)	T. min. (°C)	HR (%)	PP. promedio (mm)	Incidencia (%)	Severidad (%)
I	21.3	7.34	58.6	44.73	30	12.5
II					22.5	8.75
III					27.5	10
IV					17.5	5.63
V					25	10.63
Promedio					25	9.50

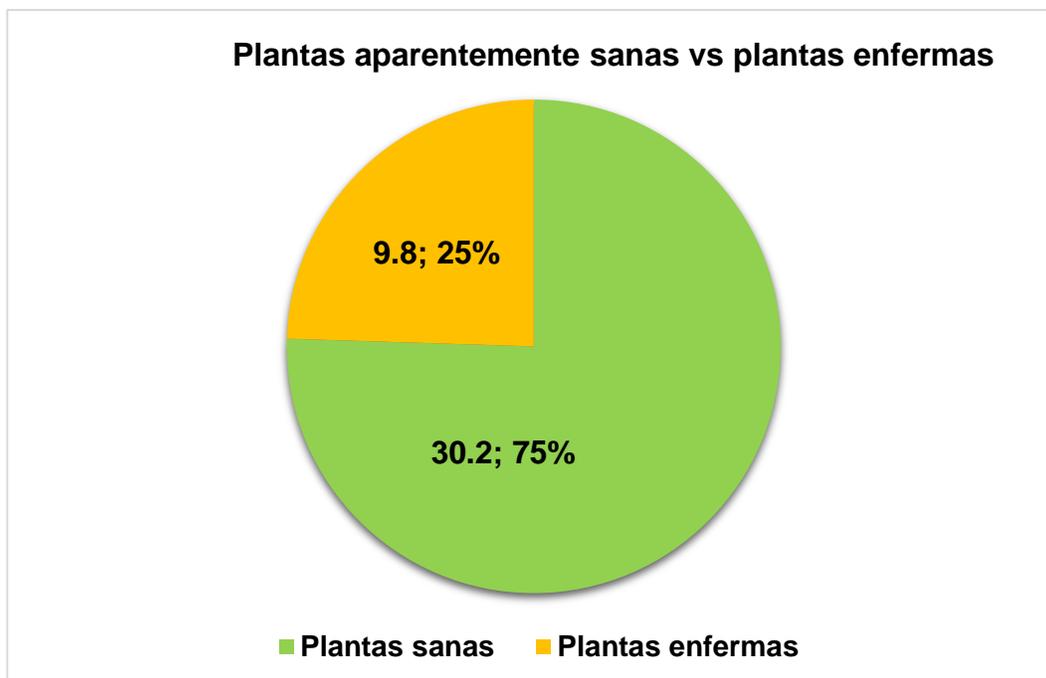


Fig. 17. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas con antracnosis ocasionado por *Pestalotia* sp.

La temperatura mínima promedio durante los meses de evaluación fue 7.34 °C y la máxima de 21.3 °C, con una media de 14.32 °C, y la precipitación de 44.73 mm, humedad relativa de 58. 6% (SENAMHI 2018).

Bajo estas condiciones ambientales, el patógeno logró infectar un 25 % de las plantas, como se muestra en la tabla 12 y figura 17.

No logró mayor infestación debido a que la temperatura y humedad fueron limitantes, según reporta Montiel y Avelar (2001), el patógeno prospera en un rango de temperatura de 22 -26 °C y humedad relativa mayor al 70 %.

Cabe indicar que es importante, evitar el estrés hídrico en las plantas, un manejo adecuado de las podas, para evadir la fructificación del patógeno.

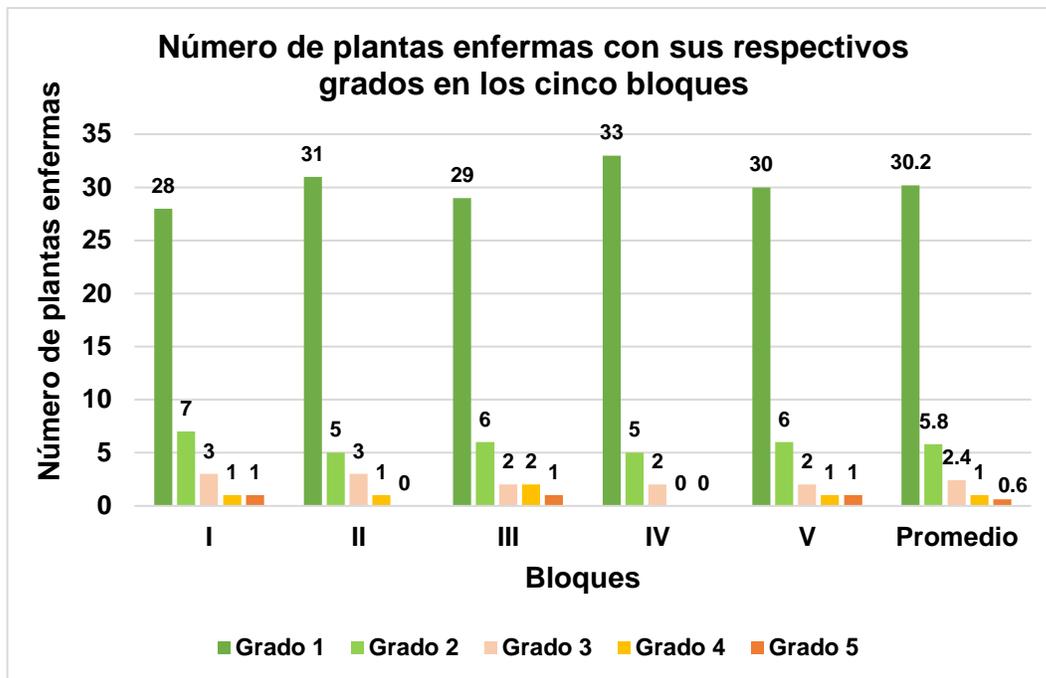


Fig. 18. Número de plantas enfermas en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado ocasionado por *Pestalotia* sp.

En la figura 18, se muestra el número de plantas infestadas por *Pestalotia* sp.; y promedio de los cinco bloques evaluados. Se determinó en promedio 30.2 tallos con grado 1, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, es difícil observar a simple vista.

El promedio de plantas enfermas de antracnosis, con grado 2, fue de 5.8; este grado indica que las plantas presentan un área de infección en los tallos de 1 al 25 %. En el grado 3, se encontraron 2.4 unidades; las infecciones van de 26 al 50 %.

El promedio de plantas con el grado 4, se encuentran en el orden de 1 planta; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con estas infecciones empieza la aparición de la formación de acérvulos en forma de puntos negros; inicia la clorosis del tallo y marchitamiento de hojas.

El promedio de tallos con grado 5, están en el orden de 0.6 unidades, este grado generalmente se encontró en tallos más viejos. Las infecciones se encuentran entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones ocurre la muerte regresiva del tallo, rama y brote.

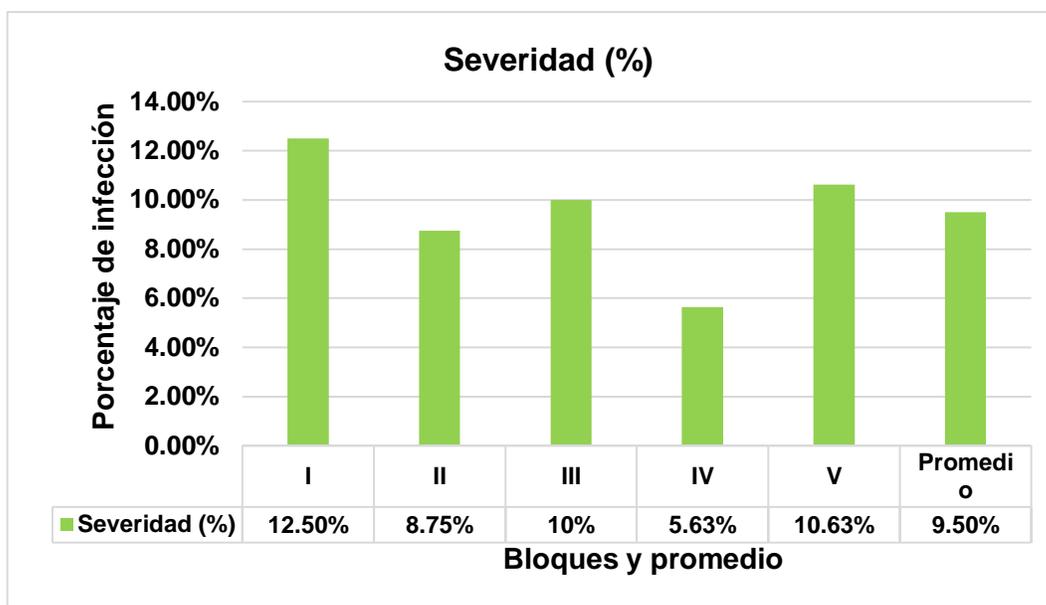


Fig. 19. Histograma del porcentaje de severidad de *Pestalotia* sp.

En la figura 19, se observa que el mayor porcentaje de severidad se encontró en el bloque I con 12.50 %, seguido del bloque V con 10.63 %, posteriormente el bloque III con 10 %, el bloque II presentó 8.75 % y por último el bloque IV con 5.63 %; el promedio de severidad fue de 9.50 %.

4.3.3. Análisis de varianza de los grados de severidad de *Pestalotia* sp.

El análisis de varianza se realizó con los datos que figuran en la tabla 26 del apéndice, éstos fueron tomados en campo, considerando las escalas fitopatológicas para la evaluación de severidad.

Tabla 15. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de *Pestalotia* spp.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F calculado	P - valor
Bloque	4	0.75	0.19	1.58	0.2289
Grados de Severidad	4	78.07	19.52	163.36*	<0.0001
Error	16	1.91	0.12		
Total	24	80.74			

*= significativo

C.V = 15.83 %

Al encontrarse diferencia significativa se realizó la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad.

Tabla 6. Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los grados de severidad de *Pestalotia* sp.

Grado de Severidad	Promedio	Significación al 5 %
1	30.2	A
2	5.8	B
3	2.4	C
4	1	C
5	0.6	C

La prueba de Tukey (tabla 16) muestra que existe diferencias significativas en la cantidad de plantas que se encuentran en el grado 1 con respecto al grado 2; y una mayor diferencia con respecto a los grados 3, 4 y 5. Asimismo; existe diferencias significativas en las medias del grado 2 con respecto a los grados 3,4 y 5, es decir, estos tres últimos estadísticamente son iguales.

4.4. Identificación del patógeno causante de necrosis en el tallo

a) Morfología: el micelio en medio de cultivo PDA, después de 24 horas de incubación a 22 °C, se mostró de color blanco, transcurrido 72 horas, se tiñe de rosa claro, el micelio está constituido por hifas septadas, brillantes, de éstos se desprenden conidióforos y fiálides hialinos; en cuyo extremo se forman los macroconidios, que al inicio son unicelulares y a medida que incrementan su tamaño pueden tener de cinco a siete septos, con los extremos en punta, en forma de canoa (figura 22); presenta microconidias unicelulares ovoides, formando cadenas.

También forman clamidosporas esféricas apicales e intercalares, en esta especie no se presentan en grupos, se encuentran de dos (figura 21), esta característica lo reporta (Booth 1971).

b) Identificación del género: Las características de este aislamiento, corresponde a *Fusarium oxisporum* Schl., como lo reporta Booth (1971), también se utilizó las claves de identificación del Barnett (1960) y Barnett y Hunter (1998), descritas en la página 85 del apéndice.



Fig. 20. Hifas, conidióforos y macroconidias de *Fusarium oxisporum* Schl.



Fig. 21. Clamidosporas en cadena de dos células de *Fusarium oxisporum* Schl.

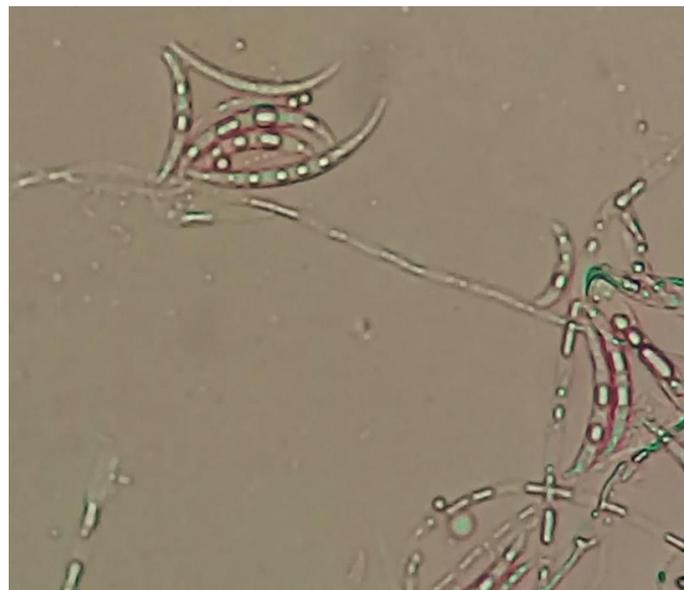


Fig. 22. Macroconidios con 3 a 7 septos, de *Fusarium oxisporum* Schl., se observan los núcleos

4.4.1. Patogénesis de *Fusarium oxisporum* Schl, este patógeno vive como saprófito en el suelo, alimentándose de restos de plantas muertas. Las infecciones en el tallo ocurren en el tercio inferior; la corteza necrosada se colorea de marrón rojizo primero y a medida que la lesión crece se torna de color marrón oscuro.

Las infecciones del hongo inician desde la parte externa de la corteza hacia el interior, comprometiendo los vasos xilemáticos, los mismos que son obstruidos y no permite la traslocación de soluciones; el efecto de la intoxicación se observa en las hojas y ramas del tallo, las hojas presentan un marchitamiento, seguido de clorosis y necrosis de color marrón oscuro en este estado es común observar muerte regresiva del tallo.

Al realizar un corte transversal a los tallos enfermos, se observa necrosamiento y coloración marrón claro de los vasos xilemáticos.

4.4.2. Incidencia y severidad de *Fusarium oxisporum* Schl.

Tabla 7. Incidencia y severidad de necrosis en tallo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl.

Bloques	Condiciones ambientales				Evaluación de la enfermedad	
	T máx. (°C)	T. min. (°C)	HR (%)	PP promedio (mm)	Incidencia (%)	Severidad (%)
I					27.5	10.63
II					32.5	13.13
III					25	6.88
IV	21.3	7.34	58.6	44.73	22.5	11.25
V					35	18.13
Promedio					29	12.00

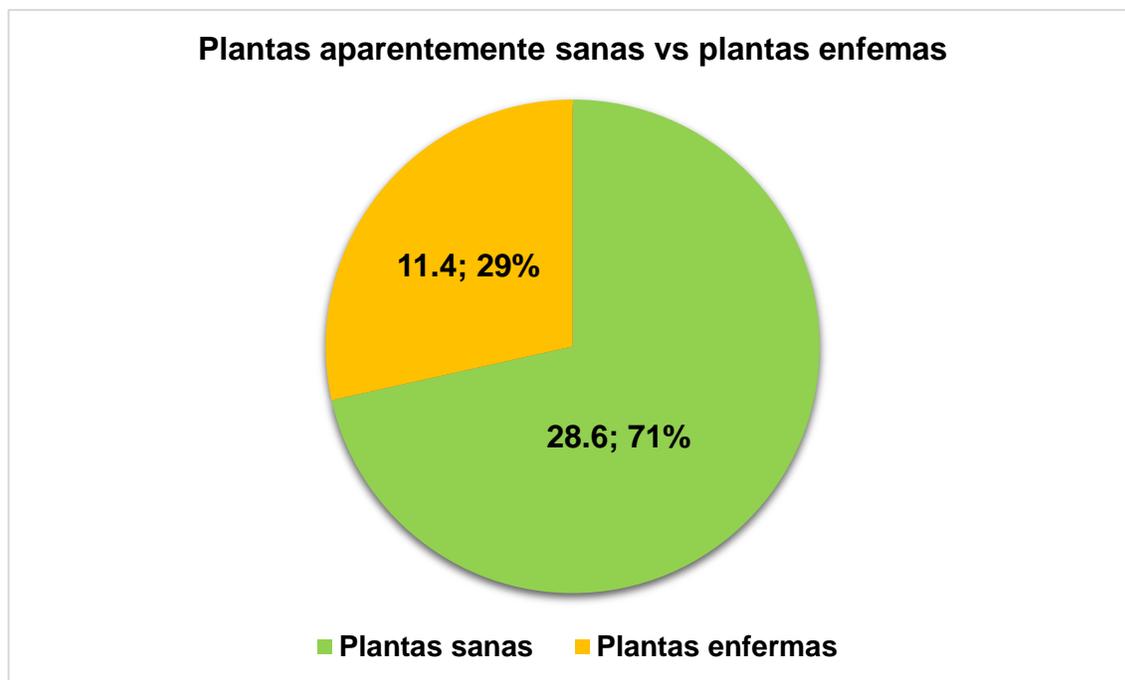


Fig. 23. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas de necrosis en el tallo ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl.

La temperatura mínima promedio durante los meses de evaluación fue 7.34 °C y la máxima de 21.3 °C, con una media de 14.32 °C, y la precipitación de 44.73 mm, humedad relativa de 58.6 % (SENAMHI 2018).

Bajo estas condiciones, el patógeno infectó un 29 % de las plantas, como se muestra en la tabla 17 y figura 23.

El 71 % no presentó los síntomas del patógeno, debido a que los factores antes mencionados fue una limitante.

Sin embargo, es imprescindible llevar a cabo un manejo adecuado de las podas, realizando un sellado en el corte, para evitar el ingreso del hongo y mantener el suelo a capacidad de campo.

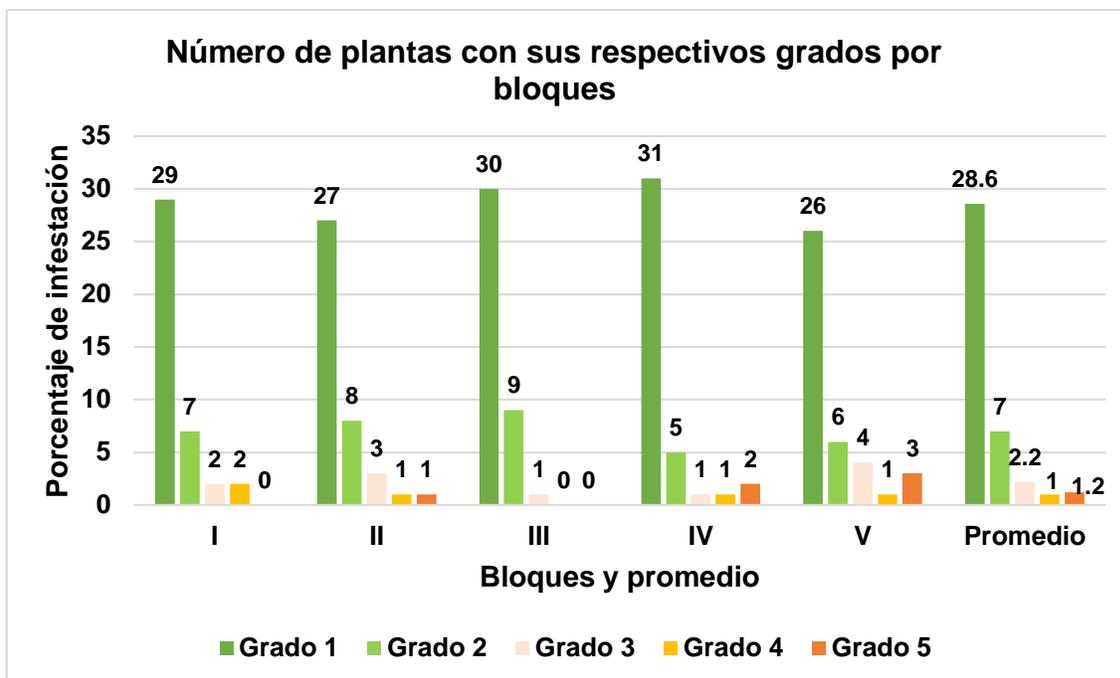


Fig. 24. Histograma del número de plantas enfermas con necrosis en el tallo en los cinco bloques y promedio, con su respectivo grado ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl.

El histograma de la figura 24, muestra el número de plantas con los tallos infestados por *Fusarium oxisporum* Schl.; y el promedio de los cinco bloques. Se determinó en promedio 28.6 plantas con grado 1, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, estas infecciones no se pueden observar a la vista.

El promedio de plantas enfermas con necrosis del tallo, de grado 2, fue de 7 unidades; este grado indica que las plantas presentan un área de infección en los tallos de 1 al 25 %.

En el grado 3, se encontraron 2.2 plantas; las infecciones van de 26 al 50 %.

El promedio de plantas con el grado 4, se encuentran en el orden de 1 unidad; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con estas infecciones empieza la clorosis del tallo y marchitamiento de hojas, la corteza prácticamente muerta.

El promedio de plantas con grado 5, están en el orden de 1.2 unidades. Las infecciones, se encuentra entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones ocurre la defoliación, las ramas y tallo se encuentran muertos.

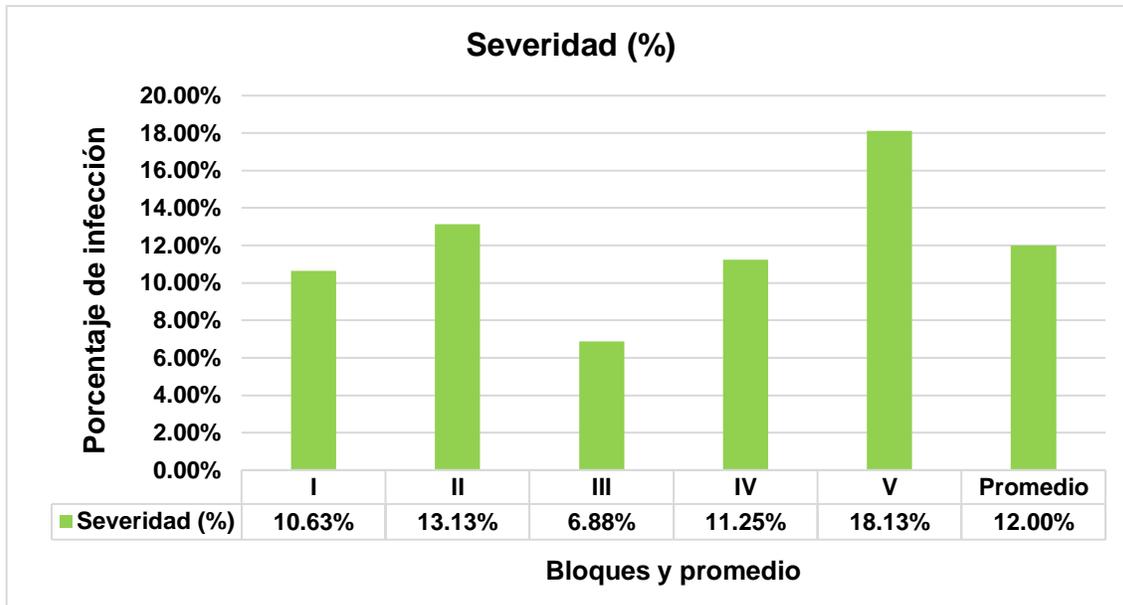


Fig.25. Histograma de porcentaje de severidad de *Fusarium oxisporum* Schl.

En la figura 25, se muestra el histograma de severidad por bloque y el promedio de los bloques. El mayor porcentaje de severidad, se registró en el bloque V, con 18.13 % de infección; seguido del bloque II, con 13.13 %; posteriormente el bloque IV con 11.25 %; el bloque I, con 10.63 % y por último el bloque III con 6.88 %. La severidad promedio fue de 12 %.

4.4.3. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de *Fusarium oxisporum* Schl.

El análisis de varianza se realizó con los datos que figuran en la tabla 28 del apéndice.

Tabla 8. Análisis de varianza (ANOVA) para los grados de severidad de *Fusarium oxisporum* Schl.

Fuente de variación	Grados libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculado	P - valor
Bloque	4	0.91	0.23	0.89	0.4912
Grados de Severidad	4	71.42	17.85	70.35*	0.0001
Error	16	4.06	0.25		
Total	24	76.38			

*= significativo

C. V = 22.6%

Estadísticamente existe diferencias significativas entre la cantidad de plantas que se encuentran en cada grado de severidad de *Fusarium oxisporum* Schl.

Debido a que se encontraron diferencias significativas, se aplicó la prueba de comparación múltiple de las medias de acuerdo con el criterio de Tukey al 5 % de probabilidad.

Tabla 9. Prueba de Tukey para los grados de severidad al 5 % de *Fusarium oxisporum* Schl.

Grados de Severidad	Promedio	Significación al 5 %
1	28.6	A
2	7	B
3	2.2	C
5	1.2	C
4	1	C

En la tabla 19, muestra que el grado 1 son estadísticamente diferentes con respecto al grado 2, es decir existe mayor cantidad de plantas que se encuentran en el grado 1. Asimismo, existe mayor diferencia significativa con respecto a los grados 3, 5 y 4, es decir; que los grados 3, 5 y 4 son estadísticamente iguales.

4.5. Identificación del patógeno causante de la necrosis foliar

a) Morfología: presenta un crecimiento rapido del micelio, en medio de cultivo PDA, en las primeras 24 horas son de color blanco grisaceo, posteriormente se oscurece de verde oliva aterciopelado.

Al microscopio, se observan hifas septadas, ramificadas de color marrón claro; los conidióforos ramificados; mas oscuros que las hifas en la porción apical. Cada rama, se ramifica con piezas bicelulares en donde la superior termina formando dos limites truncos que es la base de un conidio ovoide unicelular, sobre este se forman otros conidios unicelulares ovoides uno a continuación de otro, con porción trunca, como se presenta en la figura 42, esta característica coincide con la descripción que reporta Barnett (1960) y Barnett y Hunter (1998).

b) Identificación del género: con la descripción antes detallada ; siguiendo las claves de identificación de hongos imperfectos por Barnett (1960), que se encuentran en la página 86 del apéndice, nos conducen a determinar el género *Cladosporium*.



Fig. 26. Hoja de arándano afectada por *Cladosporium* sp.

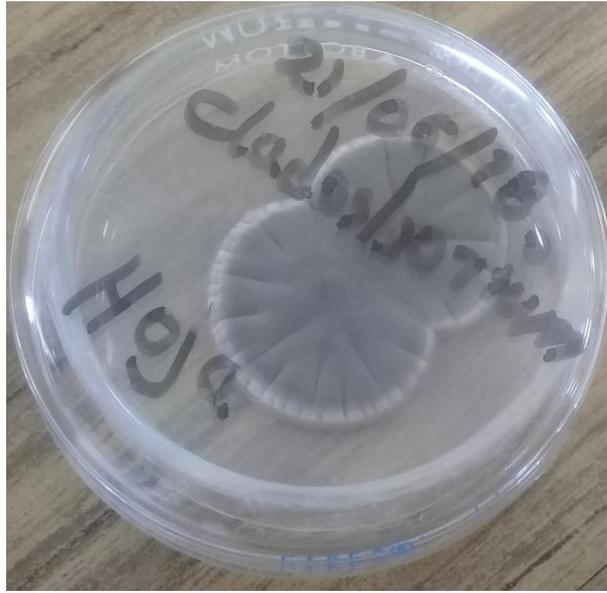


Fig. 27. Crecimiento del micelio en medio PDA de *Cladosporium* sp.



Fig. 28. Germinación de conidióforos a partir de una conidia de *Cladosporium* sp.



Fig. 29. Hifas, conidióforos y conidias de *Cladosporium* sp.

4.5.1. Patogénesis de *Cladosporium sp.*, es un patógeno del suelo y dadas las condiciones, las esporas germinan en la superficie de los tejidos mediante tubos germinativos, los filamentos del hongo ingresan a la célula del hospedero y mediante la ruptura de la pared llega fácilmente a la membrana, obteniendo alimento del citoplasma celular. El hongo produce enzimas que degradan las paredes celulares y toxinas que limitan los procesos fisiológicos de los orgánulos, conduciendo de esta forma la muerte celular, la misma que se muestra con una pudrición acuosa verduzca.

En las hojas del arándano, las primeras infecciones se observan como puntos acuosos de color negruzco, a medida que avanza la infección éstos se incrementan de tamaño y se unen hasta cubrir la totalidad del haz.

4.5.2. Incidencia y severidad de *Cladosporium sp.*

Tabla 20. Incidencia y severidad de necrosis en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Cladosporium sp.*

Bloques	Condiciones ambientales				Evaluación de la enfermedad	
	T máx. (°C)	T. min. (°C)	HR (%)	PP promedio (mm)	Incidencia (%)	Severidad (%)
I					60	33.13
II					65	32.5
III					75	29.38
IV	21.3	7.34	58.6	44.73	80	27.5
V					72.5	35.63
Promedio					71	31.63

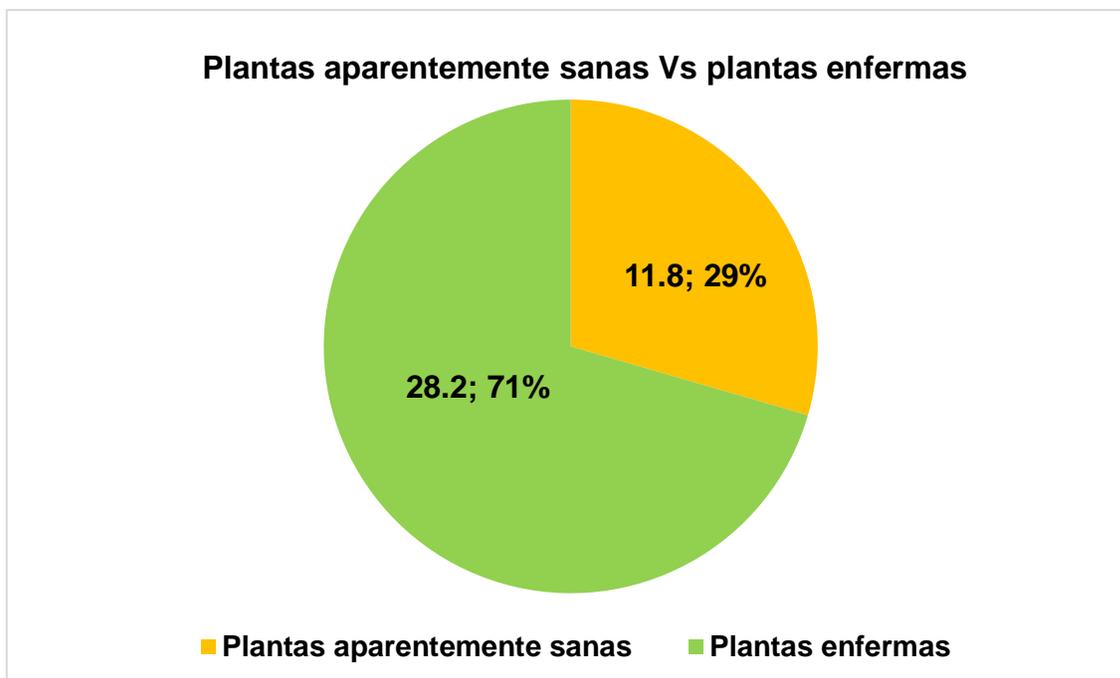


Fig. 30. Porcentaje promedio de plantas aparentemente sanas y plantas enfermas de necrosis en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Cladosporium* sp.

La temperatura mínima promedio durante los meses de evaluación fue 7.34 °C y la máxima de 21.3 °C, con una media de 14.32 °C; la precipitación de 44.73 mm, humedad relativa de 58.6 % (SENAMHI 2018).

Bajo este ambiente, el patógeno infectó un 71 % de las plantas, como se muestra en la tabla 20 y figura 30. Es decir, del total de las plantas evaluadas, este porcentaje de plantas presentan al menos un síntoma de la enfermedad.

El 29 % no presentó los síntomas del patógeno, debido a que la humedad relativa fue una limitante; el hongo prospera con una humedad relativa sobre el 95 %, como reporta (Romero 1988).

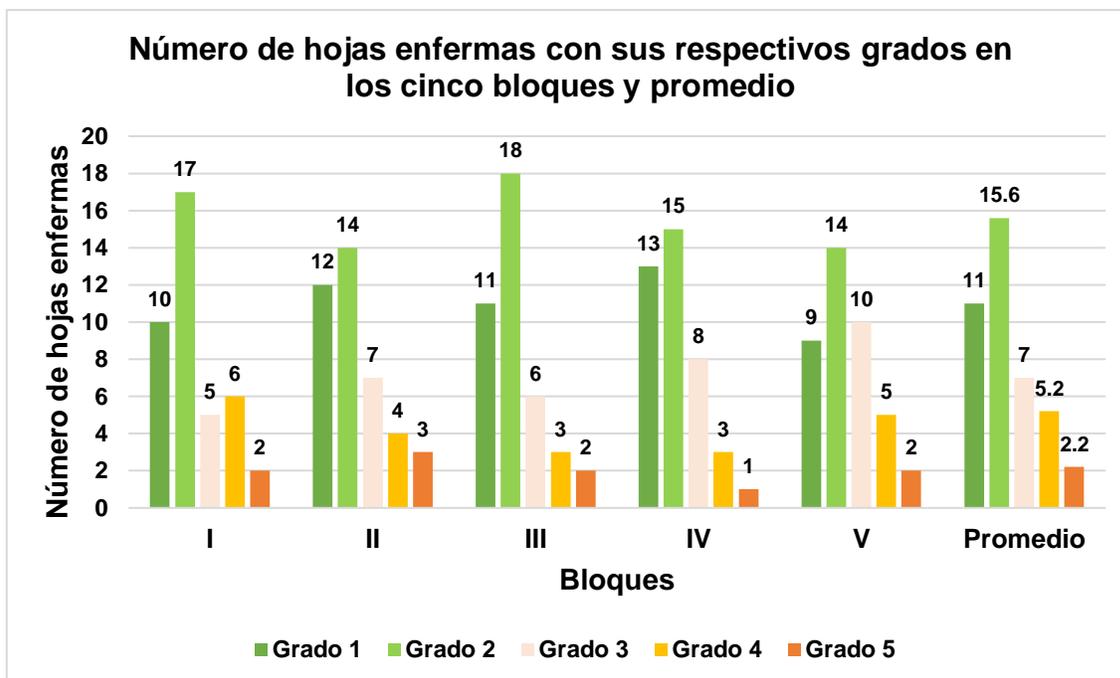


Fig. 31. Número hojas enfermas en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado ocasionado por *Cladosporium* sp.

El histograma de la figura 31, muestra el número y el promedio de los cinco bloques de hojas infestadas por *Cladosporium* sp. Se determinó que en promedio 11 hojas con grado 1, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, estas infecciones solo se pueden observar con el estereoscopio.

El promedio de hojas enfermas con necrosis, de grado 2, fue de 15.6 unidades; este grado indica que las plantas presentan un área de infección en las hojas de 1 al 25 %.

En el grado 3, se encontraron en promedio 7 hojas; las infecciones van de 26 al 50 %.

El promedio de plantas con el grado 4, se encuentran en el orden de 5.2 unidades; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con estas infecciones empieza la unión de manchas oscuras.

El promedio de hojas con grado 5, es de 2 unidades. Las infecciones se encuentran entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones las hojas prácticamente están invadidas por el patógeno, presentan un color negruzco, húmedo.

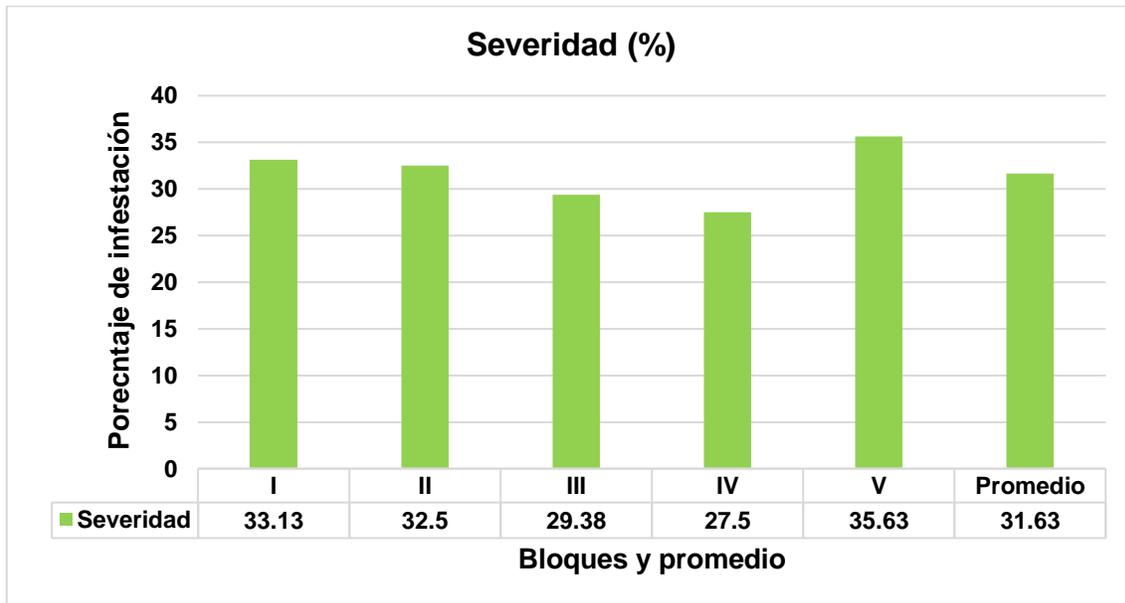


Fig.32. Histograma de porcentaje de severidad de *Cladosporium* sp.

La figura 32, muestra el histograma de severidad por bloque y el promedio de los bloques. El mayor porcentaje de severidad, se registró en el bloque V, con 35.63 % de infección; seguido del bloque I con 33.13 %; posteriormente el bloque II con 32.5 %; el bloque III con 29.38 % y por último el bloque IV con 27.50 %. La severidad promedio fue de 31.63 %.

4.6. Patógeno que ocasiona la pudrición de esquejes en vivero.

a) **Morfología:**, después de 24 horas de incubación, el micelio en medio de cultivo PDA se manifestó transparente, pasado 72 horas, se tornó blanco, algodonoso y denso, al reverso de la placa Petri presentó una coloración lila; después de 96 horas, el micelio llenó la placa de 9 cm de diámetro; éste se encuentra constituido por hifas septadas, brillantes, con conidióforos y fiálides hialinos, sin septos; en cuyo extremo se forman los macroconidios, que al inicio son unicelulares y a medida

que incrementan su tamaño pueden tener de 3 a 5 septos, con los extremos en punta, en forma de canoa (figura 35); presenta microconidias unicelulares ovoides. Forman clamidosporas esféricas apicales e intercalares en cadena, característica que reporta (Booth 1971).

b) Identificación del género: las características descritas anteriormente y las claves de identificación registrado por (Barnett 1960) y Barnett y Hunter (1998) que se registra en la página 85 del apéndice nos conllevó a determinar al género *Fusarium* sp.



Fig. 33. Esqueje de arándano (*Vaccinium Corymbosum* L.) infestado por *Fusarium* sp.



Fig. 34. Crecimiento de *Fusarium* sp., en medio PDA



Fig. 35. Conidios de *Fusarium* sp.



Fig.36. Hifas, conidióforos y macroconidias de *Fusarium* sp.

4.6.1. Patogénesis de *Fusarium* sp., las esporas se encuentran en tejidos muertos y sustratos; éstas son diseminadas por el viento, agua y otros factores (Agrios 1996). El patógeno sintetiza toxinas que deterioran las células hospedantes, al afectar la permeabilidad de su membrana celular o al inhibir a las enzimas e interrumpir posteriormente sus reacciones enzimáticas correspondientes. Algunas toxinas actúan como antimetabolitos que propician la deficiencia de un factor esencial para el desarrollo normal de la planta, según reporta (Agrios 1996).

El hongo prospera, debido a que en el interior del vivero se proporciona humedad y temperatura. Este patógeno ingresa a través de la base del esqueje, durante el proceso de formación del callo y raíz, se instala en la corteza y avanza hacia el interior hasta invadir los vasos xilemáticos, posteriormente cubre todo el diámetro del esqueje y avanza en forma acrópeta; en principio, el callo o raíz del esqueje se torna de color marrón claro y a medida que avanza la infección se vuelve marrón oscuro, las yemas brotadas pierden turgencia y amarillan, posteriormente mueren.

4.6.2. Incidencia y severidad de la pudrición en esquejes de arándano en vivero.

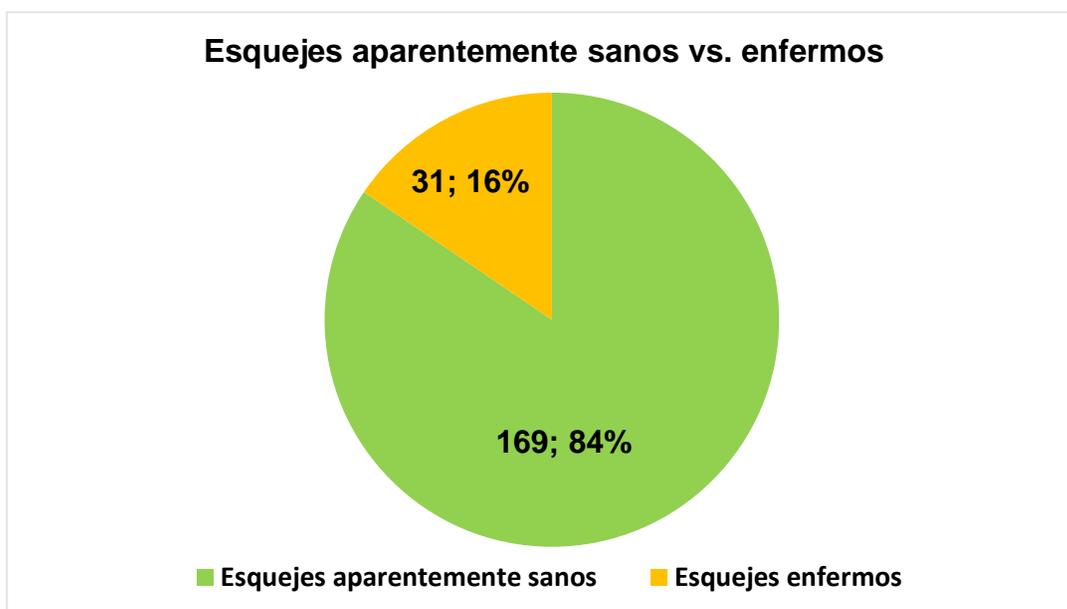


Fig. 37. Porcentaje promedio de esquejes aparentemente sanos y enfermos de pudrición del esqueje en vivero, ocasionado por *Fusarium* sp.

En vivero, las condiciones de humedad y temperatura son adecuadas para que el inóculo del patógeno infecte a los esquejes de arándano, en el interior de la infraestructura llegó a una temperatura de 30 C° y una humedad relativa sobre 70 %.

En el histograma de la figura 37, nos muestra la cantidad de esquejes que presentan síntomas de *Fusarium* sp., este patógeno logró infectar un 16 %.

Es importante considerar un manejo preventivo que consiste en la esterilización del sustrato, material vegetal y otros en la obtención del esqueje, asimismo, mantener una humedad adecuada, evitando los riegos excesivos.

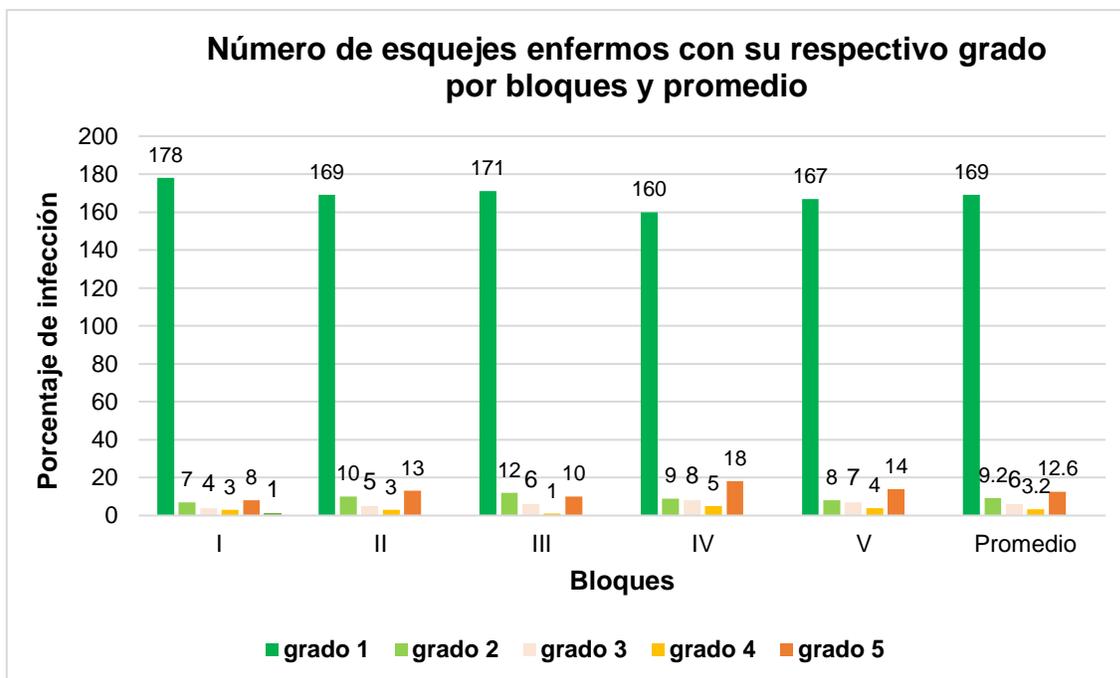


Fig. 38. Número de esquejes enfermos en los cinco bloques y el promedio, con su respectivo grado ocasionado por *Fusarium* sp.

El histograma de la figura 38, muestra el número y el promedio de los cinco bloques de esquejes infestados *Fusarium* sp. Se determinó que en promedio 169 esquejes con grado 1, cuya infección se categoriza entre 0 a 0.9 %, que corresponden a esquejes aparentemente sanos y los síntomas solo se pueden observar al estereoscopio.

El promedio de esquejes enfermos con pudrición del callo y raíz, de grado 2, fue de 9.2; este grado indica que las plántulas presentan un área de infección de 1 al 25 %.

En el grado 3, se encontraron en promedio 6 esquejes; las infecciones van de 26 al 50 %. Con esta infección, el callo y raíz muestran coloración marrón claro, así como en la base de las yemas y brotes. El esqueje se deshidrata y muestra palidez.

El promedio de plántulas con el grado 4, se encuentran en el orden de 3.2 unidades; cuyas infecciones van de 51 al 75 %, con estas infecciones el esqueje presenta amarillamiento y marchitez en los brotes y yemas.

El promedio de esquejes con grado 5, es de 12.6 unidades. Las infecciones se encuentran entre 76 y 100 %, bajo estas condiciones el esqueje se encuentra muerto.

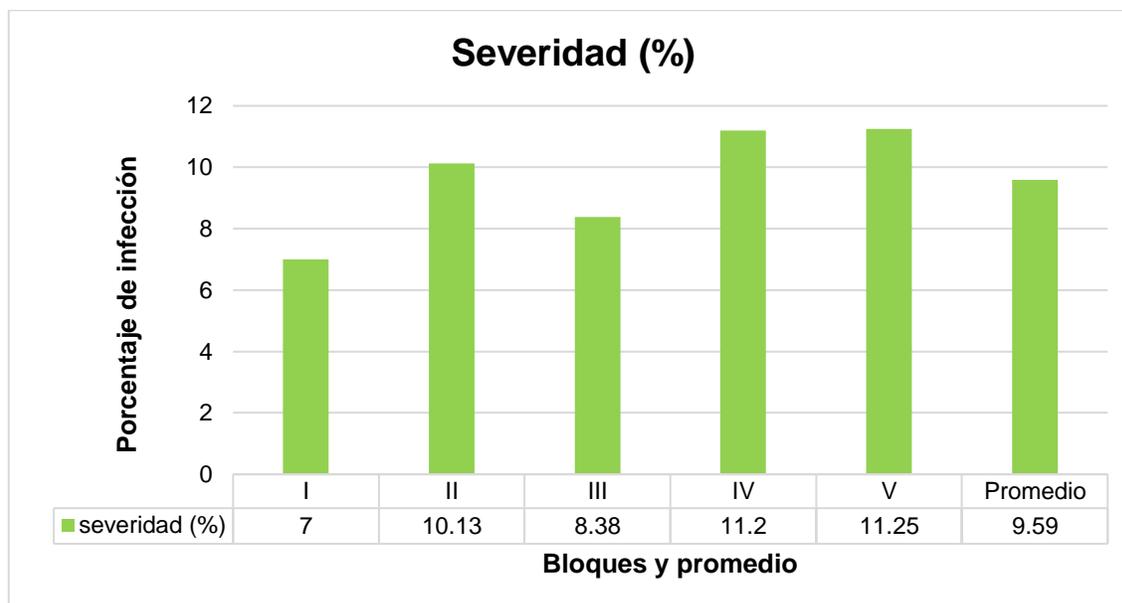


Fig.39. Histograma de porcentaje de severidad de *Fusarium* sp.

En la figura 39, se observa que el mayor porcentaje de severidad se registró en el bloque V con 11.25 %, seguido del bloque IV con 11.2 %, posteriormente el bloque II con 10.13 %, el bloque III con 8.38 % y por último el bloque I con 7 %; en promedio se registró 9.59 % de severidad.

4.7. Patógenos secundarios que ocasionan la pudrición radicular en campo

a) Identificación de los géneros, para identificar los géneros de los patógenos de la pudrición radicular, se consideró las características del crecimiento y desarrollo del micelio en medio PDA; destacando la septación de hifas, conidióforos, ramificación y conidios.

Aislamiento 1. En las primeras 24 horas el crecimiento del micelio se mostró transparente, entre 48 y 72 horas, se incrementó considerablemente, tornándose de

color blanco algodonoso, a las 96 horas el micelio llenó la placa Petri de 2.5 cm de diámetro, manteniendo el color característico.

Porciones de micelio vistas al microscopio, se diferencian hifas hialinas septadas; de trecho en trecho se diferencian pequeños conidióforos unicelulares, que dan origen a fiálides coniformes (figura 42), en cuya parte terminal de diferencian y desarrollan conidios unicelulares ovoides alargados como se muestra en la figura 41; por naturaleza cada fiálide da origen a varios conidios, los que se mantienen unidos en una masa mucilaginosa, formando una especie de cabezuela, como se aprecia en la figura 42.

Las características antes mencionadas, comparadas con las claves de Barnett (1962), Barnett y Hunter (1998), descritas en la página 87 del apéndice; nos permitieron determinar el género *Cephalosporium*, estas características también lo reportan Romero (1988), mencionando a especies patógenas en maíz a *C. maydis*; en soya; *C. gregatum* y en apio, *C. apii*.

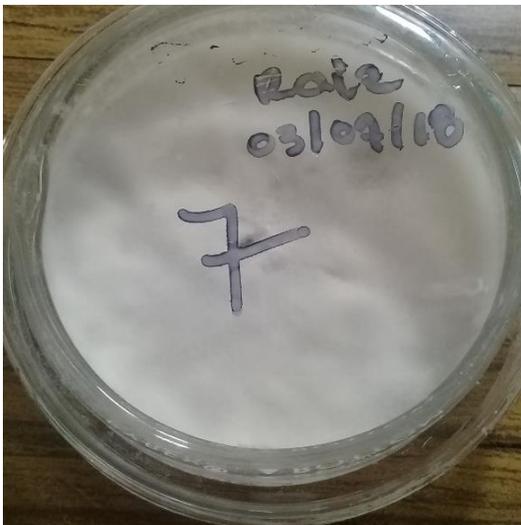


Fig. 40. Micelio de *Cephalosporium* spp., en medio PDA.



Fig. 41. Hifas, conidióforos, fiálides, y masa de conidios de *Cephalosporium* spp.



Fig.42. Conidióforos y fiálides de *Cephalosporium* spp.

Aislamiento 2. El micelio en PDA, tiene crecimiento lento en comparación del anterior, en las primeras 24 horas fue transparente, que se podía ver con facilidad el medio de cultivo; posteriormente, se incrementó considerablemente, tornándose de color blanco algodonoso, posteriormente se tornó un color blanco amarillento.

Porciones de micelio vistas al microscopio, se observan hifas hialinas septadas; de trecho en trecho se diferencian pequeños conidióforos unicelulares hialinos, que dan origen a fiálides coniformes, en cuya parte terminal se diferencian y desarrollan conidios unicelulares ovoides alargados hialinos; cada fiálide da origen a varios conidios, los que se mantienen unidos en una masa mucilaginosa, como se aprecia en la figura 43. Asimismo, forman clamidosporas que se encuentran una a continuación de otra, se observa en la figura 44.

Las características descritas anteriormente y siguiendo las claves de identificación que se encuentra en la página 87 del apéndice, registrado por (Barnett 1960) y Barnett y Hunter (1998) corresponden al género *Cephalosporium* spp.



Fig. 43. Conidióforos y conidias en forma de gota mucilaginosa de *Cephalosporium* spp



Fig. 44. Clamidosporas de *Cephalosporium* spp.

4.7.1. Patogénesis de *Cephalosporium* spp., las diferentes especies del género *Cephalosporium*, se encuentran como saprofitos en el suelo. Esta condición les permite infestar rápidamente la raíz; aprovecha las lesiones ocasionadas por el chamso (*Tomarus erichson*) que pertenece al orden Coleóptera.

Las dos especies de *Cephalosporium* ocasionan pudriciones en raíces, semejantes a las ocasionadas por especies de *Fusarium*, primero se caracterizan por mostrar áreas necróticas de diferente tamaño de color marrón oscuro; éstas a medida que avanza la infección comprometen todo el diámetro de las raíces y raicillas.

Las infecciones del sistema radicular repercuten en todos los órganos de la planta, las toxinas son traslocados por la solución suelo, conduciéndose hasta la última célula aérea. La intoxicación se aprecia en las hojas como clorosis en el ápice que avanza a la nervadura principal, cuando el parénquima se necrosa, se muestra de color café, posteriormente se torna de color marrón oscuro, ocurre la defoliación y muerte de la planta.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Los fitopatógenos encontrados en el arándano en el distrito de Jesús durante la campaña agrícola 2018 fueron:

5.2. *Alternaria* sp., causó alternariosis, manifestándose como manchas foliares amorfas de color marrón claro, con halo clorótico pronunciado, seguido de defoliación; con 70 % de incidencia y 30.37 % de severidad.

5.3. *Botrytis cinerea* Pers.Fr., ocasionó pudrición acuosa de flores y frutos, de color marrón claro. Con 22 % de incidencia y 9.27 % de severidad.

5.4. *Pestalotia* sp., causante de la antracnosis, lesiones hundidas, distribuidas indistintamente en la corteza del tallo, ramas y brotes terminales; las infecciones primero se observan de color rosado, seguido de marrón oscuro y esporádicamente con resquebrajaduras. Con 24.5 % de incidencia y 9.25 % de severidad.

5.5. *Fusarium oxisporum* Schl., patógeno causante de la necrosis del tercio inferior del tallo; la corteza necrosada se colorea de marrón rojizo primero y termina de color marrón oscuro. Con 29 % de incidencia y 12 % de severidad.

5.6. *Cladosporium* sp., microorganismo causante de la necrosis foliar; generalmente se encuentran en hojas seniles, las infecciones en la lámina se muestran distribuidas indistintamente, formando áreas amorfas de color negro, seguido de defoliación. Con incidencia de 71 % y 31.63 % de severidad.

5.7. *Fusarium* sp., se determinó, ocasionando muerte en esquejes, afecta desde la base del esqueje, durante el proceso de formación del callo y sistema radicular; en principio el esqueje se torna de color marrón claro y posteriormente marrón oscuro, las yemas se deshidratan y tornan amarillentas, seguido el esqueje muere. Con 15.5 % de incidencia y 9.59 % de severidad.

5.8. *Cephalosporium* spp.; esporádicamente, ocasionaron la pudrición radicular, sobre las lesiones del insecto *Tomarus erichson*, de la orden coleóptera. Las hojas se amarillan, se marchitan y necrosan de color café claro; finalmente la planta muere.

5.9. Se recomienda seguir realizando este tipo de trabajos de investigación, debido a que este frutal, puede manifestar susceptibilidad a otros fitopatógenos, ya que éstos varían de acuerdo a la zona donde se cultive el frutal.

APÉNDICE

Tabla 10. Plantas aparentemente sanas y enfermas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.); porcentaje de incidencia de alternariosis en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Plantas aparentemente sanas	Plantas enfermas	Incidencia (%)
I	10	30	75
II	12	28	70
III	13	27	67.5
IV	14	26	65
V	11	29	72.5
Promedio	12	28	70

Tabla 11. Grados, número de hojas por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Alternaria* sp., en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Grados de infección de <i>Alternaria</i> sp., número de hojas por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	10	16	8	3	3	33.12
II	12	14	8	4	2	31.25
III	13	17	5	3	2	27.5
IV	14	13	9	4	0	26.87
V	11	12	11	5	1	33.12
Promedio	12	14.4	8.2	3.8	1.4	30.37

Tabla 12. Plantas aparentemente sanas y enfermas, porcentaje de incidencia de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., en arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Plantas aparentemente sanas	Plantas enfermas	incidencia (%)
I	30	10	25
II	32	8	20
III	29	11	27.5
IV	33	7	17.5
V	32	8	20
Promedio	31.2	8.8	22

Tabla 13. Grados, número de frutos por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Grados de infección de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr., número de frutos por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	30	5	3	1	1	11.25
II	32	4	2	0	2	10
III	29	6	4	1	0	10.63
IV	33	3	2	1	1	8.75
V	32	4	3	1	0	8.13
Promedio	31.2	4.4	2.8	0.8	0.6	9.25

Tabla 14. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de pestalotiopsis, ocasionado por *Pestalotia* sp., en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Plantas aparentemente sanas	Plantas enfermas	Incidencia (%)
I	28	12	30
II	31	9	22.5
III	29	11	27.5
IV	33	7	17.5
V	30	10	25
Promedio	30.2	9.8	24.5

Tabla 15. Grados, número de plantas por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Pestalotia* sp., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Grados de infección de <i>Pestalotia</i> sp., número de plantas por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	28	7	3	1	1	12.5
II	31	5	3	1	0	8.75
III	29	6	2	2	1	10
IV	33	5	2	0	0	5.63
V	30	6	2	1	1	10.63
Promedio	30.2	5.8	2.4	1	0.6	9.50

Tabla 16. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de necrosis en el tallo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl., en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Plantas aparentemente sanas	Plantas enfermas	Incidencia (%)
I	29	11	27.5
II	27	13	32.5
III	30	10	25
IV	31	9	22.5
V	26	14	35
Promedio	28.6	11.4	29

Tabla 17. Grados, número de plantas por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Fusarium oxisporum* Schl., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Grados de infección de <i>Fusarium oxisporum</i> Schl., número de plantas por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	29	7	2	2	0	10.63
II	27	8	3	1	1	13.13
III	30	9	1	0	0	6.88
IV	31	5	1	1	2	11.25
V	26	6	4	1	3	18.13
Promedio	28.6	7	2.2	1	1.2	12.00

Tabla 18. Plantas aparentemente sanas y enfermas; porcentaje de incidencia de necrosis en hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Cladosporium* sp., en los cinco bloques y promedio.

Bloques	Plantas aparentemente sanas	Plantas enfermas	Incidencia (%)
I	16	24	60
II	14	26	65
III	10	30	75
IV	8	32	80
V	11	29	72.5
Promedio	11.8	28.2	71

Tabla 30. Grados, número de hojas por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Cladosporium* sp., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Grados de infección de <i>Cladosporium</i> sp., número de hojas por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	10	17	5	6	2	33.13
II	12	14	7	4	3	32.5
III	11	18	6	3	2	29.38
IV	13	15	8	3	1	27.5
V	9	14	10	5	2	35.63
Promedio	11	15.6	7	5.2	2.2	31.63

Tabla 31. Esquejes aparentemente sanos y enfermos; porcentaje de incidencia de pudrición de esquejes de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Fusarium* sp., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Esquejes aparentemente sanos	Esquejes enfermos	Incidencia (%)
I	178	22	11
II	169	31	15.5
III	171	29	14.5
IV	160	40	20
V	167	33	16.5
Promedio	169	31	15.5

Tabla 32. Grados, número de plantas por grado y bloque; porcentaje de severidad de *Fusarium* sp., en los cinco bloques y promedio

Bloques	Grados de infección de <i>Fusarium</i> sp., número de esquejes por grado y bloque					Severidad (%)
	1	2	3	4	5	
I	178	7	4	3	8	7
II	169	10	5	3	13	10.13
III	171	12	6	1	10	8.38
IV	160	9	8	5	18	11.2
V	167	8	7	4	14	11.25
Promedio	169	9.2	6	3.2	12.6	9.59

Identificación de hongos que inducen defoliación, pudrición de raíz, tallos, hojas, flores y frutos en la planta de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)

Claves de identificación de *Alternaria* sp., según (Barnett 1960).

A2: Micelio no cenocítico o con septas frecuentes; conidias normalmente ausentes, excepto en algunos géneros (HONGOS IMPERFECTOS)

B1: Conidias y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos (MONILIALES)

C2: Conidios no enrollados.

D2: Conidióforos y/o conidias conteniendo pigmentos oscuros, conidióforos no unidos en esporodoquio o cinema (Dematiaceae)

E4: Conidia multicelulada, dictiosporos, o cuatro células entrecruzadas.

F2: Conidia no catenulada.

G2: Célula apical de conidio no distintamente más grandes que otras.

H1: Conidióforo bien desarrollado, generalmente más largo que los conidios.

I1: Conidia simple, apical.

J1: Conidios atenuados en el ápice.....***Alternaria***

Claves de identificación de *Botrytis* sp., según (Barnett 1960).

A2: Micelio no cenocítico, con septos frecuentes; conidias normalmente presentes, excepto en algunos géneros.....(HONGOS IMPERFECTOS).

B1: Conidios o conidióforos no se producen en picnidios o acérvulos.....(MONILIALES).

C2: Conidios no enrollados.

D1: Tanto conidios como conidióforos (si están presentes) hialinos o de colores brillantes; conidióforos no unidos en esporodoquios o cinema (Moniliaceae).

E1: Conidia uni celular, globosa a cilíndrica corta.

F2: Conidióforos presentes, aunque a veces cortos.

G2: Conidióforo y sus ramas distintas de los conidios.

H2: Conidióforos generalmente ramificados, a veces simples; fiálides, si están presentes, en grupo o racimo.

I3: Conidióforos generalmente ramificados, conidios en racimos secos.....***Botrytis***.

Claves de identificación de *Pestalotia* sp., según (Barnett 1960)

A2: Micelio no cenocítico, con septos frecuentes; conidias normalmente presentes, excepto en algunos géneros.....(FUNGI IMPERFECTO)

B3: Conidióforos y conidias producidos en acérvulos sobre sustrato natural (tales hongos frecuentemente producen estructuras similares a esporodochium en cultivos artificiales).....(MELANCONIALES)

C2: Conidios 2 a varias celdas, solo con septos transversos, no filiformes

D2: Conidias 3 a varias celdas

E2: Conidia oscura

F1: Conidios con apéndices, células terminales hialinas.

G2: Con 2 o 3 apéndices apicales en ápex de conidios ***Pestalotia***

Clave de identificación de *Fusarium* sp. según (Barnett 1960)

A2: Micelio no cenocítico, con frecuentes septos; conidia normalmente presente, excepto en algunos géneros.....(FUNGI IMPERFECTO)

B1: Conidios y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos(MONILIALES)

C2: Conidios no enrollados.

D1: Tanto los conidios como los conidióforos (si están presente) hialino o brillantemente coloreados; conidióforos no unidos en esporodoquio o cinema (Moniliaceae).

E1: Los conidios producen esporodoquios (tuberculariaceae) (los esporodoquios frecuentemente no se producen en el cultivo; frecuentemente las especies clasificadas como Melanconiales producen esporodoquios en el cultivo)

F3: Al menos algunos conidios más de 2 celdas, hialinos u oscuros.

G1: Conidias hialinas o de colores brillantes.

H2: Conidias largas, esbeltas, incoloras en masa.

I2: Esporodoquio sin setas

J1: Macroconidia en forma de canoa (muchos microconidia también pueden estar presentes) ***Fusarium***

Claves de identificación de *Cladosporium* spp., según (Barnett 1960)

A2: Micelio no cenocítico o con frecuentes septos; conidias normalmente presentes, excepto en algunos géneros.....(HONGOS IMPERFECTOS)

B1: Conidias y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos.....(MONILIALES)

C2: Conidios no enrollados

D2: Conidióforos y/o conidios que contienen pigmentos oscuros; conidióforos no unidos en esporodoquios cinema (DEMATIACEAE)

E2: Conidias típicamente con dos células (una célula o conidias con tres células frecuentemente presentes).

F1: Conidios catenulados

G2: Cadena conidial frecuentemente ramificados; septos no gruesos

H2: Conidios de forma variable, sin células esporogenas especiales.....***Cladosporium***

Claves de identificación de *Cephalosporium* spp., según (Barnett 1960)

A2: Micelio no cenocítico, con frecuentes septos; conidia normalmente presente, excepto en algunos géneros.....(FUNGI IMPERFECTO)

B1: Conidios y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos
.....(MONILIALES)

C2: Conidia no enrollada

D1: Tanto los conidios y conidióforos (en el presente) de color hialino o brillante, conidióforos no unidos en esporodoquio o cinema (Moniliaceae)

E1: Conidias de una celda, globosas a cortas cilíndricas.

F2: Conidióforos presentes, aunque a veces cortos

G1: Las células del conidióforo no difieren mucho de los conidios catenulados

H1: Conidióforos simples o poco ramificados, fiálides, si están presentes, no agrupados estrechamente

I2: Conidia no cateulada.

J2: Conidios producidos solo en el ápice o en las cabezas apicales

K2: Conidióforos no agrandados en el ápice

L2: Conidios en racimos o cabezas, seco o húmedo

M1: Conidias más o menos ovoides, muchos en gotitas de Mucílago.....***Cephalosporium***

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFIA

- Agrios, G.N. 1996. Fitopatología. 2 ed. México, Editorial Limusa. 838 p.
- Agrios, G. N. 1997. Fitopatología. 2 ed. quinta reimpresión. Ed. Limusa - Grupo Noriega Editores. México. 838 p.
- Agrios, G. N. 2005. Plant Pathology. Fifth Edition. Elsevier Academic Press. London, 530 p.
- Alexopoulos, CJ; Mims, CW. 1979. Introductory Mycology. 3 ed. New York, Estados Unidos.s.e. 632 p.
- Andersen B et al. 2001. Chemical and morphological segregation of *Alternaria alternata*, *A. gaisen* and *A. longipes*. Mycological Research 105: 291-299.
- Barnett, HL. 1960. Illustrated Genera or Imperfect Fungi. 2 ed. West Virginia University, EE. UU, Department of Plant Pathology, Bacteriology and Entomology. 225 p.
- Barnett, H. L. y Hunter, B.B. 1998. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. McMillan Publishing Company. 4, th Ed. New York. 218 p.
- Bañados, P; Donnay, D; Uribe, P. 2007. Poda verde en arándanos. Revista Agronomía y Forestal Pontificia Universidad Católica de Chile 31(1): 1719 p.

Consultado 5 de abr. 2018. Disponible en <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/3062/F01-M385T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Bañados, P. 2009. Expansión de la producción de arándanos en áreas de producción no tradicionales: norte de Chile y Argentina, México y España. Departamento de Fruticultura y Enología, Pontificia Universidad Católica Chile. 6 p. Consultado el 06 de abr. 2018. ¿Disponible en: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/3062/F01-M385T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Bowen, D. 1986. Análisis agroclimático de Chile como productor potencial de arándanos o blueberries (*Vaccinium corymbosum* L.) y arándanos o cranberries (*Vaccinium macrocarpon*) y sus posibilidades en el mercado externo. Tesis. Universidad de Chile. Escuela de Agronomía.

Booth, C. 1971. El Género *Fusarium*. Commonwealth Agricultural Bureaux. Great Britain, Inglaterra. 237 p.

Buzeta, A. 1997. Berries para el 2000. Santiago, Fundación Chile. 133 p.

Bristow, PR; Milholland, RD. 1995. *Botrytis* blight. In: F. Caruso Ramsdell (eds). Compendium of blueberry and cranberry diseases. APS. 98-9 p.

Carrera, J. 2012. Manual práctico para la creación y desarrollo de plantaciones de arándano en Asturias. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Gobierno de España. 60 p.

Cisternas, E. y France, A. 2009. Plagas, enfermedades y desórdenes fisiológicos del Arándano en Chile, pp. 70-94. Manual de Campo.

Cline, B; Fernández, G. 1998. Principios de la poda del arbusto Highbush. Especialistas en horticultura de extensión. Departamento de Ciencias Hortícolas. NC State University. Lopez Lopez Gabriela.

- Cronquist, A. 1981. Un sistema integrado de clasificación de plantas con flores. Estados Unidos, Columbia University Press. 1262 p.
- Cruzat, R; Mancilla, B. 2010. Resultados y Lecciones en sustratos de Arándanos en Condiciones de Aridez. Proyecto de Innovación en la Región de Coquimbo, Fundación para la Innovación Agraria, Ministerio de Agricultura, CL, Serie Experiencias de Innovación para el Emprendimiento Agrario. 46 p.
- Eck, P; Gough, R; Hall, I; Spiers, J. 1990. Manejo de arándanos. en: Galletta, G. J.; Himelrick, D. G. (eds) manejo de frutas pequeñas. Prentice Hall, río Upper Saddle, New Jersey. p.277-333. Consultado el 13 de abr. 2018. Disponible en <https://chapingo.mx/horticultura/pdf/tesis/TESISMCH2013070810128089.pdf>
- Elad, Y; Williamson, B, Tundzyski, P; Delen, N. 2007. *Botrytis* spp. and Diseases they cause in Agricultural systems. En: *Botrytis: Biology, Pathology and Control*. Ed. Springer. Netherlands. 412 p.
- Fall Creek Farm & Nursery, Inc. 2011.
- Fernández, M. 1979. Introducción a la fitopatología. 3 ed. Buenos Aires, Argentina, Edit. Talleres gráficos I.S.A.G. (Instituto Salesiano de artes gráficas). 779 p.
- García, J; García, G. 2010. Guía de cultivo orientaciones para el cultivo del arándano. Proyecto de cooperación “Nuevos Horizontes”. Ministerio de medio ambiente y medio rural y marino. España. 32 p.
- García, J. 2011. El cultivo del arándano en Asturias. Revista Tecnología Agroalimentaria. Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario – Serida, 9: 13-20 p.

- Gonzales, CF; Seleme, F; Juri, C. 2002. Identificación del Patógeno que causa el tizón de las Coníferas en Catamarca. Congreso Regional de Ciencia y Tecnología, Universidad Nacional de Catamarca. 7 p.
- Gough, R. 1994. The Highbush Blueberry and Its Management. US, New York, Binghamton, Food Product Press. 267 p.
- Hanson, E; Beggs, J; Baudrit, R. 1993. Applying calcium chloride postharvest to improve highbush blueberry firmness. HortScience, 28:1033-1034 p.
- Hanson, E; Hancock, J. 1996. Managing the Nutrition of Highbush Blueberries. Bulletin E-2011. Michigan State University Extension. East Lansing, Michigan.
- Hart, J; Strik, B; White, L; Yang, W. 2006. Nutrient Management for Blueberries in Oregon. Publication Núm. EM 8918. Oregon State University Extension Service. Corvallis, Oregon. 16 p. Consultado el 10 de abr. 2018. Disponible en <https://chapingo.mx/horticultura/pdf/tesis/TESISMCH2013070810128089.pdf>
- Huayhua, L. 2016. Uso de fosfitos en la prevención de *Phytophthora cinnamomi* en arándano (*Vaccinium corymbosum*) var. Biloxi, en invernadero. (en línea). Tesis. Universidad Agraria La Molina. Lima. Perú. p. 20-22. Consultado el 02 abr. 2018. Disponible en: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2636/H20-H839-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Hyre, RA. 1972. Effect of temperature and light on colonization and sporulation of the *Botrytis* pathogen on geranium. Plant Dis .56: p. 126-130.
- INTAGRI 2017. El cultivo de arándano. Serie frutillas Número 17. Artículos técnicos de INTAGRI. Gto., México.
- Ivancovich, A., Botta, G., Ploper, D.A., Laguna, I., Annone, J.G. 1998. IV Curso de diagnóstico y manejo de enfermedades de soja. Pergamino, Buenos Aires, Argentina. EEA INTA Pergamino. 54 p.

- Krewer, G; Nesmith, D. 1999. Blueberry Fertilización in Soil. Fruit Publication Num. 01-1. University of Georgia Extension, Athens, Georgia. 12 p. Consultado el 02 abr. 2018.
- Lawrence, DP; Gannibal, PB; Peever, TL; Pryor, BM. 2013. The sections of *Alternaria*: formalizing species-group concepts. *Mycologia*. 105(3): p. 530–546. <http://dx.doi.org/10.3852/12-249>.
- Martínez, MA; Moreno, ZY. 2008. Estandarización de una metodología para la evaluación de eficacia de productos preventivos para la protección de cultivos. Preventivos para el control de *Botrytis* en condiciones semicontroladas. Universidad Javeriana.
- Meyer, H; Prinsloo, N. 2003. Assessment of the potential of blueberry production in South Africa. *Small Fruits Review* 2, p. 3-21.
- MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, PE). 2018. Disponible en: <https://elcomercio.pe/economia/peru/minagri-exportaciones-peruanas-arandanos-sumaron-us-590-millones-2018-noticia-nndc-597793>
- Mirsky, S. 2011. Early 20th Century Botanist Gave Us Domesticated Blueberries. US. Consultado el 08 de abr. 2018. Disponible en <https://www.scientificamerican.com/podcast/episode/early-20th-centurybotanist-gave-us-11-06-17/>.
- Montiel- Rosaura D; Avelar, JJ. 2001. Etiología de la enfermedad "clavo del guayabo". Trabajo presentado en la 5ta Jornada de Investigación, 25 al 29 de junio. Universidad Autónoma de Zacatecas, México. 11 p. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-03942010000100004

- Moore, J. 1994. Cultivars, breeding and culture of blueberries in North America. *Acta Horticulturae* .11-16 p.
- Muñoz, C. 1988. Arándano: Antecedentes Generales. Instituto de Investigación Agropecuaria. Seminario: El cultivo del Arándano. Temuco, 30 de noviembre y 1 y 2 de diciembre. p. 5-13.
- Nair, NG; Allen, RN. 1993. Infection of grape flowers and berries by *Botrytis cinerea* as a function of time and temperature. *Mycol.*97: p. 1012-1014.
- Nelson, PE. 1981. Life cycle and epidemiology of *Fusarium oxysporum*. En M.E. Mace, A.A. Bell and e.H. Beckman (eds.). *Fungal wilt diseases of plants*. Academic Press. New York. p. 51-80
- Nelson, PE. 1990. Taxonomy of fungi in the genus *Fusarium* with emphasis on *Fusarium oxysporum*. In Re. Ploetz(ed.). *Fusarium wilt of banana*. American Phytopathological Society Press. St. Paul. p. 27-35.
- Retamales, J; Hancock, J. 2011. La ciencia de la producción de cultivos en la horticultura Blueberries, Holly Beaumont, N ° 21. Estados Unidos.
- Retamales, J; Hancock, J. 2012. Arándanos. Estados Unidos, Cambridge, Massachusetts, Centro de Biociencia Agrícola Internacional. 323 p. consultado el 13 abr. 2018. ¿Disponible en [http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle /UNALM/3062/F01-M385-T.pdf? sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/3062/F01-M385-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Rebolledo, C. 2013. Establecimiento del arándano. In Undurraga, P. y Vargas, S. *Manual de Arándano*. Centro Regional de Investigación Quilamapu. Instituto de Investigaciones Agropecuarias – INIA, Ministerio de Agricultura del Gobierno de Chile. 120 p.

- Redagícola 2017. El problema fitosanitario más importante del arándano. Chile. Disponible en: <http://www.redagricola.com/cl/enfermedades-la-madera-problema-fitosanitario-mas-importante-arandano/>
- Romero-Cova, S. 1988. Hongos fitopatógenos. Primera edición. Texcoco, México, Universidad Autónoma Chapingo. 347 p.
- Rosello, JG; Mari-Mutt, JA; Betancourt, C. 1986. Listado de las esporas de hongos imperfectos ingeridas por 10 especies de colémbolos colectados de hierbas en el campus del recinto universitario de Mayaguez. Universidad Puerto Rico. 7 p.
- Roncal Ordoñez, MS. 1993. Taxonomía de Hongos Fitopatógenos Comunes. Primera edición. Cajamarca, Perú, Edit. Obispo “Martínez Compañón”. 372 p.
- Roncal Ordoñez, MS. 2004. Principios de Fitopatología Andina. Cajamarca, Perú. Oficina General de investigación de la UNC. 420 p.
- San Martín, J. 2012. Manejo de la poda en arándanos. Revista Frutícola. COPEFRUT.S.A. N°3. 52.P.
- Sosa, NR. Álvarez, M; Cabrera, M. 2003. Ocurrencia de Pestalotia sp causando lesiones necróticas en plantas de jazmín del cabo (*Gardenia augusta*), en Corrientes, Argentina. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional del Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. 3 p.
- Spiers, J. 1995. Las temperaturas del substrato influyen en la raíz y disparan el crecimiento de los arándanos Highbush y Rabbiteye del sur. Mississippi, US, HortScience 30 (5): p.1029-1030.
- Stiles, WC; Reid, WS. 1991. Orchard Nutrition Management Information Bulletin Num. 219. Cornell Cooperative Extension. Ithaca, New York. 24 p.

- Strik, B; Buller, G; Hellman, E. 2003. Pruning severity affects yield, berry weight and hand harvest efficiency of highbush blueberry. HortScience 38: p.196-199. Consultado el 12 de abr. 2018. Disponible en <https://chapingo.mx/horticultura/pdf/tesis/TESISMCH2013070810128089.pdf>.
- Tejada, J. 2016. Identificación de las plagas y enfermedades para el manejo de Fitosanitarios de cultivos de Agro-exportación: Granados y Arándanos. Curso Cite Agroindustrial. Salas Guadalupe, Ica. Consultado el 17 de agost.2019. disponible en: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2980/F01-P35-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Thomma BPHJ. 2003. *Alternaria* spp. From general saprophyte to specific parasite. Molecular Plant Pathology 4: p. 225-226.
- Trehane, J. 2004. Blueberries, cranberries and other vacciniums. Cambridge: Timber Press. 256 p.
- Undurraga, P; Vargas, S.2013. Manual del arándano. Instituto de investigaciones agropecuarias INIA, Centro Regional de Investigación Quilamapu. Chillan, Chile. Boletín INIA N° 263.120 p.
- Valenzuela, J. 1988. Requerimientos Agroclimáticos de las Especies de Arándano. Instituto de Investigación Agropecuaria. Seminario: El cultivo del Arándano. Temuco, 30 de noviembre y 1 y 2 de diciembre. p. 17-23.
- Williamson, J; Lyrene, P. 2005. Guía para el cultivo de arándanos en Florida, Institute of food and agricultural sciences, university of Florida.
- Wharton, PS; Schilder, AC. 2008. Novel infection strategies of *Colletotrichum acutatum* on ripe blueberry fruit. Plant Pathology 57: p. 122-134.

GLOSARIO

Acérvulo. Cuerpo fructífero asexual, subepidérmico y en forma de plato, que produce conidióforos cortos y conidios.

Aislamiento. separación de un patógeno de su hospedante y su cultivo en un medio nutritivo.

Anamorfo. Forma imperfecta o forma conidial en los hongos inferiores, en los que la reproducción sobreviene por conidios (esporas sexuales).

Antracnosis. Enfermedad caracterizada por la presencia de manchas en tallos, hojas y frutos, ocasionada por hongos que producen sus esporas asexuales en un acérvulo.

Berry. Es la asimilación del uso de la palabra en inglés, para referirse a los frutos del bosque (pequeñas frutas comestibles, del tipo bayas que anteriormente no se cultivaban, sino que crecían en arbustos silvestres).

Catenulada. Una forma de conidiación en la que se forman cadenas de conidios.

Cenocítico. Micelio multinucleado, falta de paredes transversales.

Cepa. Progenie de un solo aislamiento en un cultivo puro; aislado; conjunto de aislados semejantes; una raza.

Clamidospora. Espora asexual de pared gruesa que se forma por la modificación de una célula de las hifas de un hongo.

Clorosis. Pérdida del color verde de las hojas, tallos y otros órganos de la planta.

Conidio. Estructura de reproducción de origen sexual o asexual, uni y multicelular, se origina en una célula conidiogénica dispuesta en porciones específicas del conidióforo.

Conidióforo. Estructura filamentosa multicelular, simple o ramificado, de colores que van desde el hialino al oscuro; sobre éste se forman uno o más conidios.

Cuerpo fructífero. Estructura compleja de los hongos que contiene esporas.

Diseminación. Transferencia del inóculo desde su fuente hasta las plantas sanas.

Esclerocio. Masa compacta de hifas que puede o no contener tejidos del hospedero, por lo general con una cubierta oscura y capaz de sobrevivir bajo condiciones ambientales desfavorables.

Espora. Estructura reproductora o especializada para la propagación del hongo, que consta de una o varias células. Esta estructura puede formarse asexualmente (mediante la separación de pequeños fragmentos del micelio en esporas) o ser el resultado de un proceso sexual.

Esporodoquio. Cuerpo fructífero constituido por un racimo de conidióforos entre tejidos que forma una masa de hifas.

Estado imperfecto. Parte del ciclo de vida de un hongo en el cual no se producen esporas sexuales.

Estado perfecto. Fase sexual en el ciclo biológico de un hongo.

Esterigma. Pequeño pedicelo que soporta esporas.

Estroma. Estructura micelial compacta en la que habitualmente se forman cuerpos fructíferos.

Fiálide. Estructura con forma de botella, ubicada en el extremo de un conidióforo, sobre la cual se producen esporas.

Fungosis. Enfermedades causadas por hongos.

Fusiforme. Dícese del pie cuando tiende a adelgazarse entre ambos extremos, siendo la parte central más gruesa o ventruda (en forma de huso). También llamado fusoide, Cistidio ensanchado en la zona media y deprimido en los polos.

Fructificación. Producción de esporas por hongos. También un cuerpo fructífero.

Gemación. Forma de propagación vegetativa de los organismos que consiste en la formación de yemas a partir del organismo original.

Hifa. Se modifican para formar los conidióforos, en cuyas partes terminales o intercalares se originan las esporas o estructuras de reproducción asexual. Los conjuntos de hifas forman el soma vegetativo conocido como micelio.

Hongo. Organismos uní o pluricelulares cuyo talo está constituido por filamentos cilíndricos denominados hifas; el conjunto de hifas constituye el micelio.

Hongo imperfecto. Hongo que se desconoce que produzca esporas sexuales

Incidencia. Es la cantidad de partes contables de una planta afectados por una determinada enfermedad respecto al total analizado, expresada en porcentaje.

Infección. Establecimiento de un parásito dentro de una planta hospedante.

Inóculo. Patógeno o partes de él que ocasiona enfermedad.

Lesión. Zona localizada de tejidos enfermos y decolorados.

Macroconidio. Conidio, habitualmente septado, mayor a 5 μm

Mancha. Lesión definida, por lo común clorótica o necrótica, que difiere en color de los tejidos circundantes.

Micelio. Hifa o masas de hifas que constituyen el soma de un hongo.

Micotoxinas. Sustancias tóxicas que producen varios hongos en las semillas, alimentos o nutrientes infectados y que ocasionan enfermedades.

Microconidio. Conidio con un tamaño menor a 3 μm , habitualmente unicelular, de forma redondeada o en mazo

Mitospórico. Hongo producido como resultado de una división mitótica.

Muerte regresiva. Muerte que inicia en la parte de arriba del árbol y va bajando lentamente hacia las hojas de abajo.

Necrosis. Muerte de células y tejidos de la planta.

Período de incubación. Período comprendido entre la penetración de un patógeno en su hospedante y la manifestación de los primeros síntomas de la enfermedad.

Piriforme. En forma de pera, redondeada por un polo y apuntando por el otro.

Pudrición. Ablandamiento, decoloración acompañado a veces por desintegración de los tejidos de una planta por una infección fúngica o bacteriana.

Severidad. Es una estimación visual en la cual se establecen grados de infección en una determinada planta, sobre la base de la cantidad de tejido vegetal enfermo.

Septo. Paredes transversales de las hifas o esporas.

Signo. Patógeno o sus partes o productos que se observan sobre una planta hospedante.

Síntoma. Reacciones o alteraciones internas o externas que sufre una planta como resultado de su enfermedad.

Susceptible. Que carece de la capacidad de resistir a las enfermedades o al ataque de un cierto patógeno.

Tizón. Enfermedad que se caracteriza por la destrucción rápida y generalizada de hojas, flores y tallos.

Toxina. Sustancia producida por los microorganismos y que es tóxica para plantas y animales.

Tubo germinativo. Crecimiento inicial del micelio debido a la germinación de las esporas de un hongo.

ANEXOS



Fig. 45. Planta de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) infestada por *Alternaria* sp.



Fig. 46. Mancha necrótica de *Alternaria* sp.

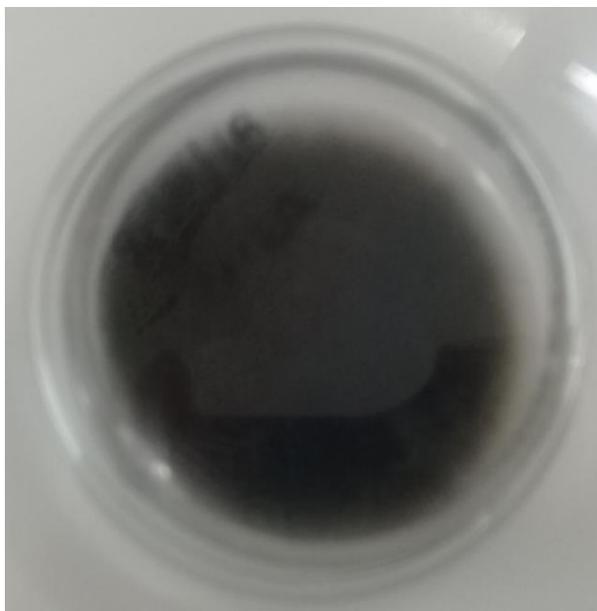


Fig.47. Crecimiento de *Alternaria* sp., en medio PDA



Fig. 48. Fruto de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) infestado por *Botrytis cinerea* Pers. Fr.



Fig. 49. Yemas y hojas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) infestado por *Botrytis cinerea* Pers. Fr.



Fig. 50. Restos florales de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) infestados por *Botrytis cinerea* Pers. Fr.

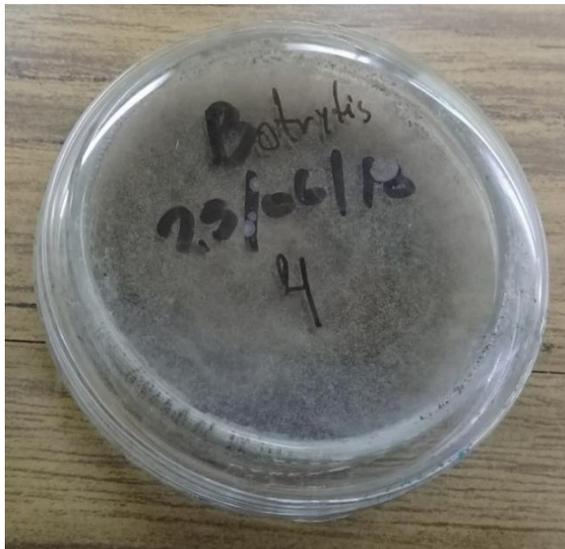


Fig. 51. Crecimiento de *Botrytis cinerea* Pers. Fr., en medio PDA

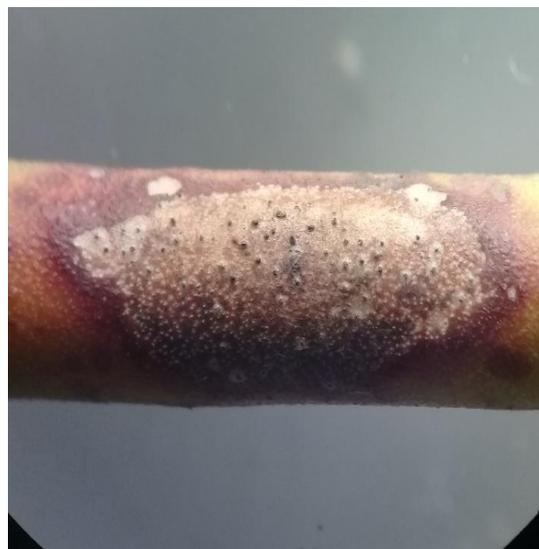


Fig. 52. Acérvulos de *Pestalotia* sp., en tallos de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.)



Fig. 53. Crecimiento de *Pestalotia* sp., en medio PDA



Fig. 54. Tallo muerto de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) ocasionado por *Fusarium oxisporum* Schl.



Fig. 55. Porción de tallo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) infestado por *Fusarium oxisporum* Schl.

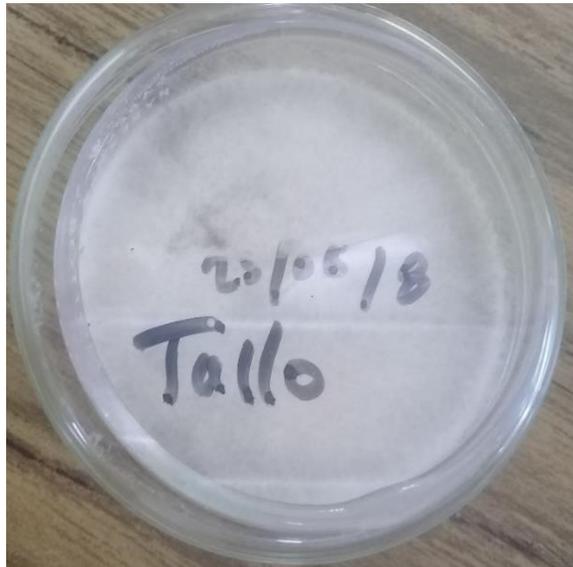


Fig. 56. Crecimiento de micelio en PDA de *Fusarium oxisporum* Schl.

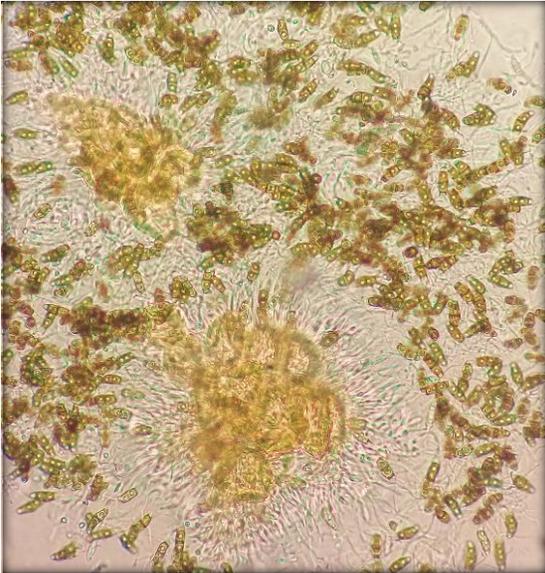


Fig.57. Acérvulo de *Pestalotia* sp., formado por la agrupación de conidióforos



Fig. 58. Gota mucilaginosa, formado por la agrupación de conidios de *Cephalosporium* sp.



Fig. 59. Cuello y raíz de arándano afectado Por *Cephalosporium* sp.



Fig.60. Crecimiento inicial de *Cephalosporium* sp., en medio PDA



Fig. 61. Fruto infestado por *Cladosporium* spp.



Fig. 62. Microcultivo de los patógenos.



Fig.63. Campo de cultivo de arándano de la empresa Andean Berries Perú S.A.C