



Enseñar la explotación de
la tierra, no la del hombre

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

Departamento de Parasitología Agrícola

POSGRADO EN PROTECCIÓN VEGETAL

**"ORGANISMOS ASOCIADOS A LA NECROSIS DE YEMAS
FLORALES DE ZARZAMORA (*Rubus* sp.) Y SU DISTRIBUCIÓN EN
LAS ZONAS PRODUCTORAS DE MICHOACÁN"**

TESIS PROFESIONAL

que como requisito parcial
para obtener el grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS
EN PROTECCIÓN VEGETAL**

P R E S E N T A:

BEATRÍZ AURORA FLORES MARTÍNEZ



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, Estado de México, Agosto 25 del 2010



**ORGANISMOS ASOCIADOS A LA NECROSIS DE YEMAS FLORALES DE ZARZAMORA
(*Rubus* sp.) Y SU DISTRIBUCIÓN EN LAS ZONAS PRODUCTORAS DE MICHOACÁN.**

Tesis realizada por Beatriz Aurora Flores Martínez bajo la dirección del comité asesor indicado, siendo aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

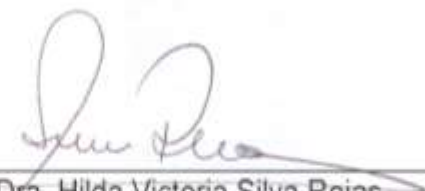
MAESTRA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



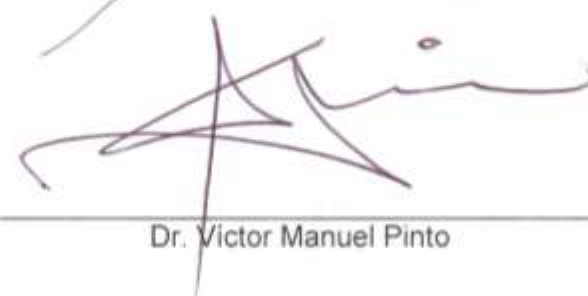
Dr. Ángel Rebollar Alviter

ASESOR::



Dra. Hilda Victoria Silva Rojas

ASESOR:



Dr. Víctor Manuel Pinto

**ORGANISMOS ASOCIADOS A LA NECROSIS DE YEMAS FLORALES DE ZARZAMORA
(*Rubus* sp.) Y SU DISTRIBUCIÓN EN LAS ZONAS PRODUCTORAS DE MICHOACÁN.**

Tesis realizada por Beatriz Aurora Flores Martínez bajo la dirección del comité asesor indicado, siendo aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

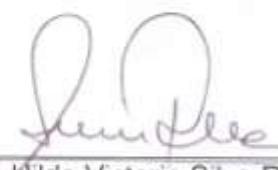
MAESTRA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



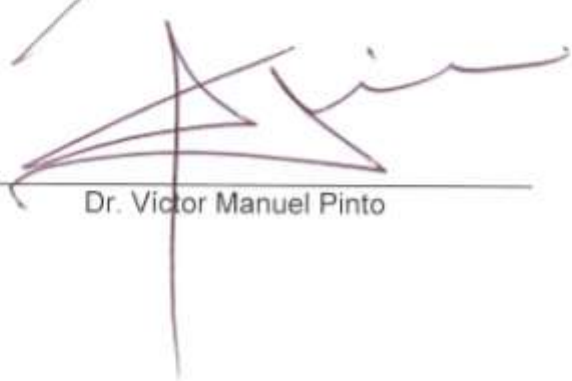
Dr. Ángel Rebollar Alviter

CO-DIRECTORA:



Dra. Hilda Victoria Silva Rojas

ASESOR:



Dr. Víctor Manuel Pinto

AGRADECIMIENTOS

Primero que todo deseo agradecer a Dios por permitirme cumplir un sueño, por darme la fortaleza y espíritu para salir adelante cada día y a mi familia por su amor, su apoyo y ayuda incondicional para poder cumplir todas mis metas.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, a la Universidad Autónoma Chapingo y al Departamento de Parasitología Agrícola por permitirme cumplir uno de mis sueños; superarme individual y profesionalmente.

Deseo agradecer profundamente a los miembros de mi comité asesor. Ángel Rebollar Alviter Ph.D, mi consejero, por darme la oportunidad de trabajar a su lado e involucrarme en un mundo que no conocía; el de las frutillas. Gracias por su ayuda y enseñanzas durante todo este tiempo, por la valiosa dirección de este trabajo y por ser un ejemplo a seguir. A la Dra. Hilda Victoria Silva Rojas por los conocimientos compartidos de las herramientas de biología molecular para identificación de organismos, por sus sugerencias para la realización de este trabajo, por sus consejos y su amistad brindada. Al Dr. Víctor Manuel Pinto por su apoyo durante mi estancia en el Departamento de Parasitología Agrícola.

Un agradecimiento muy especial al Dr. Gabriel Otero Colina por su apoyo en la identificación del ácaro, al Biólogo Ignacio López Cruz, al Ing. Juan Boyzo Marín, al Ing. Luis Miguel Miranda Gómez y a la Ing. María del Rosario Ramírez Mendoza por su generoso apoyo en la colectas de campo, recopilación de información y su asistencia en laboratorio y el entusiasmo vertido para la culminación de este trabajo; así como por su amistad brindada y sus valiosos consejos.

También agradezco el apoyo brindado a todo el personal administrativo y de apoyo del Departamento de Parasitología Agrícola y del Centro Regional Universitario del Centro Occidente (CRUCO) en Morelia, Mich., por todas las facilidades brindadas y por crear un ambiente de armonía para realizar mis estudios de postgrado y la investigación.

A Ana Arlette Ayala Mar, Germán García Hernández, Josafat Ibañez Salinas, Petra gracias por su apoyo incondicional. Al Dr. Eduardo Molina Gayosso por todas sus recomendaciones y consejos para que siga adelante. Y a todos los que de una u otra manera colaboraron con su paciencia, alegría, apoyo, compañía y fortaleza para que concretara esta etapa de mi vida y creyeron en mí.

DEDICATORIA

Es de suma satisfacción dedicarle este trabajo con todo respeto y admiración a Ángel Rebollar Alviter Ph. D. por creer en mí y por ser un ejemplo a seguir

A dios y a mi madre. Gracias por darme la vida, por su amor, por darme valor y fortaleza para seguir adelante y por todo el apoyo para cumplir mis metas

Beatríz Aurora

ORGANISMOS ASOCIADOS A LA NECROSIS DE YEMAS FLORALES DE ZARZAMORA (*Rubus* sp.) Y SU DISTRIBUCIÓN EN LAS ZONAS PRODUCTORAS DE MICHOACÁN.

SOME FACTORS ASSOCIATED WITH PLANT PROTECTION NECROSIS OF BLACKBERRY FLOWER BUDS (*Rubus* sp.) AND ITS DISTRIBUTION IN BLACKBERRY GROWING AREAS IN MICHOACAN.

Flores-Martínez B. A.; Rebollar-Alviter A.; Silva-Rojas H. V.; Pinto V. M. y Otero-Colina G.

Resumen. El objetivo de este estudio fue identificar a los organismos asociados a la Necrosis de Yemas florales de la Zarzamora (NYZ) en Michoacán, Méx. y su distribución en las zonas productoras de Michoacán. Se realizaron colectas de yemas sanas y necróticas en los municipios de Ziracuaretiro y Los Reyes. Las yemas necróticas se pusieron en PDA y se identificaron morfológicamente y filogenéticamente los hongos que crecieron, amplificando la región ITS de los genes ribosomales (rDNA) mediante PCR. Así mismo, se revisaron más de 300 cañas laterales fructificantes con sus yemas florales en busca de más organismos. Los análisis de las secuencias del rDNA de la región ITS fueron comparados con otras depositadas en el Genbank indicando que las especies de hongos más frecuentemente encontradas fueron *Alternaria alternata*, *Botryotinia fuckeliana*, *Cladosporium cladosporioides*, *C. tenuissimum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Lasiodiplodia theobromae*, *Epiccocum nigrum*, *Fusarium oxysporum*, *F. solani*, *Phomopsis* sp. En las yemas de zarzamora colectadas, se encontró frecuentemente el ácaro eriófido *Acalitus orthomera*. (Eriophyidae). Estos resultados no indican una relación de causalidad entre los hongos y ácaros con la intensidad de la NYZ. Dichos estudios se encuentran en proceso. Los estudios de distribución regional indicaron que NYZ está presente en todas las zonas estudiadas con mayor o menor intensidad variando entre un 26 a un 36%, superando el 50%, en Ziracuaretiro y en el valle de Los Reyes indicando las pérdidas potenciales de producción.

Palabras clave: ácaro del berry rojo, *Acalitus orthomera*, hongos fitopatógenos.

Abstract. The aim of this study was to identify the organisms associated with Blackberry Floral Bud Necrotic (BFBN) in Michoacán, México and its distribution in producing areas of Michoacan. Samples of healthy and necrotic floral buds were collected in the municipalities of Ziracuaretiro and Los Reyes. The buds were sectioned and placed on PDA media. Fungi growing on the media were identified morphologically and molecularly amplifying the internal transcribed spacer region (ITS) of ribosomal genes (rDNA) by PCR. Also, we reviewed over 300 fruiting laterals and their flower buds in search of more organisms. The analysis of the sequences of the ITS1 and TS2 rDNA comparing with those deposited in Genbank indicated that the species of fungi more frequently found were: *Alternaria alternata*, *Botryotinia fuckeliana*, *Cladosporium cladosporioides*, *C. tenuissimum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Clochilobulus lunatus*, *Lasiodiplodia theobromae*, *Epiccocum nigrum*, *Fusarium oxysporum*, *F. solani*, *Phomopsis* sp. In most of the blackberry buds collected, Eriophyid mites belonging to the genera *Acalitus orthomera* (Eriophyidae) were frequently observed. These results do not indicate a causal link between the fungi and BFBN intensity. These studies are in progress. Finally, regional distribution studies indicated that BFBN is present in all areas studied with varying intensity ranging between 26 to 36%, exceeding 50% in Ziracuaretiro and in Los Reyes Valley indicating the potential production losses.

Keywords: red berry mite, *Acalitus orthomera*, fungal plant pathogens.

DATOS BIOGRÁFICOS

Beatríz Aurora Flores Martínez

Nació en Xalapa de Enríquez, Veracruz, el 13 de Agosto de 1981. La sexta hija del matrimonio de María Luisa Martínez Luciano y Zeferino Flores Juárez. Realizó sus estudios de nivel medio superior en Martínez de la Torre, Veracruz. En el año 2001 ingreso a la Universidad Autónoma de Chapingo a Propedeútico y en el 2002 ingreso al departamento de Parasitología Agrícola a realizar sus estudios de Licenciatura y en el año 2006 egreso de este departamento, en donde concluyó sus estudios satisfactoriamente de la carrera de Ing. Agrónomo especialista en Parasitología Agrícola. Realizó su servicio social en La Asociación de Productores de Cítricos y otros frutales de Martínez de la Torre, Ver., en el año 2004 y lo finalizó en el 2005. Su estancia profesional la hizo en la Dirección General de Sanidad Vegetal en el D. F. y posteriormente estuvo de entrenamiento en la empresa Monsanto-Imagine en el verano del 2006. Su trabajo profesional lo inició en el Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Estado de Morelos en la Junta Local de Frutales de Metepec, Morelos en el año 2007.

En el año 2008 se incorporó al Programa de Postgrado en Protección Vegetal del departamento de Parasitología Agrícola, en donde realizó sus estudios para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Protección Vegetal el 25 de Agosto del 2010. Desde el año 2008 colabora con la Coordinadora Nacional de Comites Estatales de Sanidad Vegetal, A. C.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
AGRADECIMIENTOS	iii
DEDICATORIA	iv
RESUMEN	v
ABSTRACT	v
DATOS BIOGRÁFICOS	vi
ÍNDICE DE CONTENIDO	vii
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1. Importancia mundial de la zarzamora	4
3.2. Importancia nacional de la zarzamora	6
3.3. Importancia de la zarzamora en Michoacán	7
3.4. Origen y distribución	8
3.5. Clasificación taxonomica y filogenética de la zarzamora	9
3.6. Características botánicas	11
3.6.1. Ciclo de crecimiento de la zarzamora	11
3.7. Variedades cultivadas en México	13
3.7.1. Variedades rastreras	13
3.7.2. Variedades recientes para mercado en fresco	14
3.7.3. Especies silvestres de zarzamora en México	16
3.8. Requerimientos climáticos para su cultivo	17
3.9. Principales problemas fitosanitarios	17
3.9.1. Importancia de las malezas en el cultivo de zarzamora	17
3.9.2. Principales plagas del cultivo	18
3.9.2.1. Araña roja: <i>Tetranychus urticae</i> Koch (Acari: Tetranychidae)	18
3.9.2.2. Ácaro del berry rojo: <i>Acalitus essigi</i> (Hassan) (Acarina: Eriophyidae)	19

	Página
3.9.2.3. Complejo de chinches: <i>Nezara viridula</i> (L.), <i>Murgantia histrionica</i> (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae) y <i>Leptoglossus zonatus</i> (Dallas) (Hemiptera: Coreidae)	20
3.9.2.4. Enrolladores de hojas: <i>Argyrotaenia</i> sp. (Lepidoptera: Tortricidae)	21
3.9.2.5. Frailecillo: <i>Macroductylus</i> sp.. (Coleoptera: Scarabidae: Melolonthinae)	21
3.9.2.6. Gusano falso medidor: <i>Zale</i> sp. (Lepidoptera: Noctuidae= Catocalinae)	21
3.9.2.7. Barrenador de la corona de la zarzamora: Lepidoptera (Sessidae)	22
3.9.2.8. Mayate de la calabaza: <i>Euphoria basalis</i> (Gory & Percheron) (Coleoptera: Cetoniinae)	22
3.9.2.9. Mayatito Colaspis: <i>Colaspis</i> sp.(Fabricius) (Coleoptera: Chrysomelidae)	23
3.9.2.10. Mosca blanca: <i>Trialeurodes</i> sp. (Hemiptera: Aleyrodidae)	23
3.9.2.11. Pulgón verde: <i>Aphis</i> sp. (Homoptera: Aphididae)	23
3.9.2.12. Trips: <i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande) y <i>Thrips</i> sp. (Thysanoptera: Thripidae)	24
3.9.3. Enfermedades	24
3.9.3.1. Virus	24
3.9.3.2. Bacterias	25
3.9.3.2.1 Agalla de la corona: <i>Rhizobium radiobacter</i> (ex <i>Agrobacterium tumefaciens</i>)	25
3.9.3.3. Hongos	26
3.9.3.3.1. Moho gris: <i>Botrytis cinerea</i> (Pers.:Fr)	26
3.9.3.3.2. Tizón de brotes: <i>Colletotrichum gloesporioides</i> (Penz)	28
3.9.3.3.3. Mildiú veloso o secamiento del berry: <i>Peronospora sparsa</i> (Berk.)	29
3.9.3.3.4. Cenicilla polvorienta: <i>Podosphaera aphanis</i> (Wallr.) = <i>Sphaerotheca macularis</i> (Lind.)	31
3.9.3.3.5. Necrosis o muerte de yemas florales	32
3.10. Antecedentes de Necrosis de yemas florales	33
3.10.1. Factores fisiológicos y nutricionales asociados a necrosis de yemas florales	33
3.10.1.1 Necrosis Primaria de yemas en vid	33
3.10.1.2. Necrosis de yemas en los brotes laterales de grosella negra (<i>Ribes nigrum</i> L.)	35

	Página
3.10.1.3. Nutrición mineral en la caída de yemas florales en chabacano	36
3.10.1.4. Conexión vascular y otros factores que influyen en la caída de yemas florales de chabacano	37
3.10.1.5. Aborto de yemas florales en peral	38
3.10.1.6. Aborto de brotes laterales en kiwi	39
3.10.1.7. Regulación de la diferenciación floral en litchie: <i>Longan</i>	
3.10.2. Antecedentes fitosanitarios asociados con necrosis de yemas	39
3.10.2.1. Problemas fitosanitarios en yemas originados por enfermedades	39
3.10.2.2. Necrosis primaria de yemas en vid en Australia	39
3.10.2.3. Especies de <i>Botryosphaeria</i> asociadas con necrosis en vid	39
3.10.2.4. <i>Cladosporium tenuissimum</i> causando muerte de panículas de mango en México	41
3.10.2.5. Antracnosis o tizón de las cañas (<i>Elsinoe veneta</i>) en frambuesa (<i>Rubus idaeus</i>)	
3.10.2.6. Cercospora rubi en el desarrollo de yemas florales de zarzamora	42
3.10.3. Problemas fitosanitarios en yemas originados por plagas	42
3.10.3.1. Ácaro del berry rojo (<i>Acalitus essigi</i> Hasssan) en el cultivo de zarzamora	43
3.10.3.2. Ácaro de la enfermedad del secamiento (Dryberry disease) de la frambuesa: <i>Phyllocoptes gracilis</i>	46
3.10.3.3. El rol del ácaro Acerya (<i>Eriophyes</i>) mangiferae asociado con <i>Fusarium</i> sp. en la malformación de inflorescencias de mango	47
4. MATERIALES Y MÉTODOS	49
4.1. Descripción de las 5 localidades productoras en estudio	49
4.2. Colecta de las muestras	50
4.3. Colecta y toma de datos de los ácaros eriophyidos	51
4.4. Organismos asociados a los ácaros de la familia Eriophyidae encontrados en las yemas de zarzamora	51
4.5. Aislamiento y purificación de los hongos asociados a la necrosis de las yemas	52
4.6. Obtención de cultivos monospóricos	52
4.7. Identificación morfológica y filogenética de los aislamientos	52

		Página
4.8.	Análisis estadístico	53
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	54
5.1.	Hongos asociados al necrosamiento de yemas	54
5.1.1.	Ácaros de la familia Eriophyidae	64
5.1.2.	Relación de las poblaciones de ácaros erylófidos y la longitud del lateral fructificante con la presencia de la necrosis de yemas florales	68
5.1.3.	Análisis regional de la distribución e intensidad de la Necrosis de Yemas florales de zarzamora. Atapan (A), Valle de Los Reyes (R), Ziracuaretiro (Z	78
6.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	82
7.	LITERATURA CONSULTADA	83

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Cierre de la Producción de Michoacán/Municipio/Ciclo 2008/Modalidad Riego + temporal	8
2	Comparación de características agronómicas y fisiológicas de algunas variedades de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.)	16
3	Relación de virus reportados en el cultivo de zarzamora en USA	25
4	Principales hongos asociados a yemas necróticas de zarzamora en las principales zonas productoras del estado de Michoacán	55
5	Identificación filogenética de los aislamientos obtenidos de ácaros y de yemas florales de zarzamora con síntomas de necrosis de los municipios de Los Reyes y Ziracuaretiro, Mich.	56
6	Estadística descriptiva de la media de ácaros por yema según su sanidad en el sitio de Huatarillo, Los Reyes, Mich.	72
7	Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas, media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en la localidad de Huatarillo, Los Reyes, Mich	73
8	Estadística descriptiva del número de ácaros por yema de acuerdo a su estado fitosanitario en el sitio de Papelillos, Los Reyes, Mich	75
9	Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas (NYN), media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en el sitio Santino, Atapan, Los Reyes, Mich.	76
10	Estadística descriptiva del número de ácaros por yema de acuerdo a su estado fitosanitario en el sitio de Santino	77
11	Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas (NYN), media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en una parcela localizada en Zirimícuaro, Ziracuaretiro, Mich	78

	Página
12 Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas (NYN), media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en una parcela localizada en Zirimícuaro, Ziracuaretiro, Mich	79
13 Estadística descriptiva del análisis regional de la distribución e intensidad de la necrosis de yemas florales de zarzamora	82

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Características botánicas de la zarzamora (<i>Rubus</i> sp.): A. Primocaña, B. Floricaña o cargador, C. Botón Floral, D. Flor, E. Flores abiertas, F. Caña lateral con frutos en maduración y G. Fruto maduro	12
2	Planta de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) var. Brazos	14
3	Caña lateral fructificante de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) var. Tupy	16
4	Yema floral necrosada de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) cv. Tupy	33
5	Botón floral necrosado de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) cv. Tupy	33
6	Localización geográfica de las zonas de estudio (Atapan, Huatarillo, Papelillos y Rancho Santino) en el municipio de los Reyes, Michoacán	49
7	Localización geográfica de la zona de estudio en Zirimicuaro en el municipio de Ziracuaretiro, Michoacán	50
8	A. Características morfológicas de los conidios y B. micelio de <i>Alternaria alternata</i>	57
9	A. Características morfológicas del micelio y B.conidios de <i>Cladosporium cladosporioides</i>	57
10	A. Características morfológicas del micelio y conidios de <i>Cladosporium tenuissimum</i>	58
11	A. Características morfológicas de los conidios y B.micelio de <i>Epicoccum nigrum</i>	59
12	A. Características morfológicas del micelio. y B. conidios de <i>Phomopsis</i> sp	59
13	A. Características morfológicas del micelio y B.conidios de <i>Colletotrichum gloesporioides</i>	60
14	A. Características morfológicas de los conidios y B. micelio de <i>Botrytis cinerea</i>	61
15	Ácaro Eriophyido asociados a yemas florales de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) var. Tupy	65
16	Ácaros Eriophyidos observados en A. Yemás asintomáticas, B. brácteas de las yemas, C.yemas necróticas minadas por colonias de ácaros eriofidos y D. botón floral de zarzamora var. Tupy	65
17	Morfología de <i>Acalitus orthomera</i> (Eriophyidae) asociado a yemas florales de zarzamora (<i>Rubus</i> sp.) en el estado de Michoacán, Méx.	66

Figura		Página
18	Distribución de la media de ácaros por yema sana (S) y necrótica (N) en una parcela comercial de Huatarillo, Los Reyes, Mich.	69
19	Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el % de necrosis. $r=0.02$; $P=0.93$	70
20	Relación entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de yemas necróticas en Huatarillo. $r=0.52$ $p=0.005$	70
21	Distribución de la media de ácaros por yema de acuerdo a su estado, N= yema necrótica; S= yema sana	71
22	Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el número de yemas necrosadas, $r=0.12$; $P=0.52$	72
23	Relación entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de yemas necrosadas en papelillos $r=0.50$ $P=0.006$	72
24	Distribución de la media de ácaros por yema según su estado fitosanitario en una parcela de Atapan, Los Reyes. Los asteriscos muestran valores extremos de ácaros por yema	73
25	Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el número de yemas necrosadas $r=0.04$ $P=0.85$	76
26	Relación de la longitud de la caña lateral fructificante con el número de yemas necrosadas en Atapan, Los Reyes. $r=0.07$; $P=0.7$	76
27	Distribución de la media de ácaros de acuerdo al estatus de la yema en una parcela de Zirimícuaro, Ziracuaretiro, Mich. S= yema sana; N= Yema Necrótica $n=30$ laterales fructificantes	76
28	Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el logaritmo de la media de acaro por yema y el número de yemas necrosadas. $r=0.40$, $P=0.03$	76
29	Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el logaritmo de la media de ácaros por yema y el % de yemas necróticas. $r=0.60$, $P=0.005$	77
30	Correlación de Pearson entre la longitud de la caña lateral fructificante con el número yemas necróticas en Zirimícuaro. $r=0.40$; $P=0.05$	77
31	Relación de la longitud de la caña lateral fructificante con el número de yemas necrosadas considerando los sitios de los Municipios de Los Reyes y Ziracuaretiro, Mich. $n=39$ parcelas. $Y=0.48+0.1(Lc)$ $R^2=36\%$. $r=0.6$ $P=0$	79

- 32 Distribución de % de yemas necrosadas por sitios de muestreo. ATP, 79
Atapan; VLR, Los Reyes (Valle), Zir= Ziracuaretiro

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de la zarzamora ha tomado un fuerte impulso en nuestro país, en los últimos 10 años ha habido crecimiento explosivo de la superficie y producción de frutales menores en México. La superficie sembrada con zarzamora creció más de un 300% en este período. Dicho crecimiento obedece a la extensa red de valor que se ha desarrollado alrededor de este cultivo y otras frutillas, la introducción de variedades con características deseables para el consumo en fresco, al desarrollo de técnicas de producción en zonas subtropicales en temporadas que permiten la competitividad de dicha frutilla en el mercado internacional y por su cercanía con el mercado de Norteamérica (Sánchez, 2008). Así mismo por otras condiciones y características de la industria como son su elevada rentabilidad, rápida tasa de retorno, empleo intensivo de mano de obra, aproximadamente 900 empleos (jornales) por hectárea, la versatilidad en las formas de consumo del fruto y las grandes posibilidades y oportunidades de exportación (Muñoz y Juárez, 1997; Barrientos, 1993).

Las estadísticas de Producción Nacional del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, reportan en el año 2008 existían en nuestro país 8,193.95 ha sembradas con zarzamora y una superficie cosechada de 6,459.95 ha con una producción de 118, 421. 73 t (SIAP-SAGARPA, 2010). Colocando a México como el primer exportador mundial de zarzamora; su producción se basa en técnicas de producción forzada que incluyen poda y aplicación de bioreguladores del crecimiento. Una combinación de factores climáticos, económicos, sociales y técnicos permiten la producción exitosa de zarzamora para aprovechar la oportunidad de alta demanda de esta fruta, principalmente de los mercados de Norteamérica, Unión Europea y Japón (Calderón *et al.*, 2009).

En México se encuentra en regiones de clima templado, donde se han detectado varias especies nativas (Muratalla, 1993). En nuestro país se tienen registros de que los Aztecas conocían a la zarzamora como “coatlantli” o “coatlamitli”, por la semejanza que presentan sus espinas curvas con los colmillos de la víbora (Pacheco, 1975).

El estado de Michoacán concentra más del 97% de la superficie cultivada. Por lo que en los últimos años Michoacán se ha consolidado como el principal productor de zarzamora en

México. En el año 2008 Michoacán tenía una superficie sembrada de 7,966.45 ha y una superficie cosechada de 6,241.45 ha con una producción de 116, 449.18 t. Los municipios de Michoacán mayor importancia en cuanto a superficie sembrada son: Los Reyes, Periban, Tocumbo, Ziracuaretiro, Tacámbaro, Tangancícuaro, Ario de Rosales Jacona, Taretan y Uruapan entre otros. En el municipio de Los Reyes se encuentra la mayor superficie sembrada (4,870 ha), con una superficie de 3,500 ha y una producción de 73,056 t (SIAP-SAGARPA, 2010).

La zarzamora (*Rubus* sp.) es atacada por una gran variedad de plagas y enfermedades como *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum gloesporioides*, *Peronospora sparsa*, *Podosphaera aphanis* (Sin.: *Sphaerotheca macularis*), *Rhizobium* (*Agrobacterium tumefaciens*) *radiobacter*, ácaros, barrenadores, chinches, enrolladores de las hojas, mayates, mosquita blanca, trips y pulgones entre otros.

En los últimos años se ha presentado un problema de etiología desconocida que consiste en el necrosamiento o muerte de yemas florales. Esta se observa en campo inicialmente como una necrosis de las yemas florales, afectando su desarrollo e incluso detienen su crecimiento y se secan, provocando la posterior muerte o aborto floral; los botones florales muestran síntomas similares, por lo que en las cañas laterales fructificantes se desarrollan pocos frutos e incluso con una producción nula lo que se traduce en una disminución del rendimiento y/o una pérdida significativa de la producción.

Ante esta situación se ha integrado un grupo de investigación interdisciplinario enfocado a estudiar el problema desde diferentes perspectivas. Dicho grupo se integra de especialistas en Nutrición, Fisiología, Genética y Fitosanidad, cada uno con una hipótesis a probar. El presente estudio está enfocado a probar la siguiente hipótesis:

Hipótesis

Existen hongos fitopatógenos y ácaros eriophyidos asociados al problema del necrosamiento de las yemas de zarzamora en las zonas productoras del Estado de Michoacán.

Justificación

En México el problema de la necrosis o muerte de yemas no ha sido bien documentado. No existe ningún reporte que dé a conocer a los microorganismos asociados a la necrosis o muerte de yemas florales de zarzamora (*Rubus* sp.); tampoco existen estudios realizados para tratar de explicar por qué se presenta este problema del necrosamiento de yemas florales, no se sabe si es un problema fisiológico, un problema de respuesta genética debido al manejo de las variedades bajo producción forzada, un problema ocasionado por el manejo de la nutrición o si pudiera ser causado por temperaturas bajas. Sin embargo, pudiera estar más bien asociado a eventos biológicos, la incidencia de uno o más microorganismos fitopatógenos, o si posiblemente se encuentra involucrada alguna plaga.

Por esta razón el presente trabajo se realizó con la finalidad de conocer algunos factores fitosanitarios asociados a la necrosis o muerte de yemas florales de zarzamora y su distribución en las principales zonas productoras del estado de Michoacán. Para lo cual se plantearon los siguientes objetivos:

2. OBJETIVOS

- a) Conocer los organismos asociados a la necrosis de yemas florales de zarzamora (NYFZ) en las principales regiones productoras del estado de Michoacán.
- b) Determinar la intensidad de la NYFZ a nivel parcela y en las principales regiones productoras de Michoacán, y su posible relación con la presencia de ácaros eriophyidos en las yemas florales.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Importancia mundial del cultivo de zarzamora

Uno de los productos agrícolas de alto valor es el de los frutales menores también denominados “berries”. Dentro de la familia de los frutales menores encontramos deliciosos frutos que son considerados “delicatesen” en los países del hemisferio norte y que se caracterizan por su gran prestigio culinario, lo que a su vez les otorga un gran valor a la hora de su comercialización (Muñoz y Juárez, 1997).

Comercialmente, la frambuesa y zarzamora conjuntamente con el arándano, la fresa, la zarzaparrilla, las grosellas, y las de más reciente desarrollo, lingonberry y sanddorn pertenecen a este grupo de los llamados berries o frutales menores. Comprenden especies de cuatro géneros: *Fragaria*, *Rubus*, *Ribes* y *Vaccinium* (Muñoz y Juárez, 1997).

Se estimó que para el año 2005 existían 20,035 ha cultivadas comercialmente con zarzamora alrededor del mundo, con una producción mundial de 154, 603 t, lo que significó un incremento del 45% de la superficie estimada en el año 1995. Aunque la superficie cultivada con zarzamora silvestre no fue considerada para sus estimaciones, sin embargo esta cifra ha sido rebasada (Strik *et al.*, 2006).

En el año 2005 Europa tuvo la mayor superficie de zarzamora cultivada comercialmente del mundo, con aproximadamente 7,692 ha. Serbia representaban el 69% (5, 300 ha) de la superficie cultivada con zarzamora en Europa y se consideró como la mayor superficie en el mundo; con una producción de 27,557 t, ocupando el cuarto lugar en producción mundial. Hungría fue el segundo país productor de Europa (21% de la superficie cultivada en Europa), con 1,598 ha y 13,227 t de producción. Seguido de Croacia con 180 ha, Alemania con 109 ha y Reino Unido, Rumania, Polonia, (101 ha cada uno). El área de producción se duplicó en Polonia en los últimos diez años, con una producción de 550 t en el año 2005.

Estados Unidos contaba con el 67% de la superficie cultivada en Norte América en el 2005 (Strik *et al.*, 2007, 2006) con poco más de 4,800 ha, siendo el segundo país productor en el mundo. Con una producción de 35,099 t. Para este mismo año el 67% de la superficie cultivada (alrededor de 3,138 ha) con zarzamora en Estados Unidos estaban sembradas en Oregón, con una producción de 25,185 t, seguido del estado de California con 283 ha y 2,600

t. Donde la temporada de fructificación es desde mediados de mayo hasta agosto. Texas se reportó con 680 ha y 800 t. Arkansas tiene 600 ha y alrededor de 1,543 t de producción, un aumento del 60% desde 1995. Georgia ha triplicado su superficie en los últimos 10 años a 315 ha. En los EE.UU., aparte de la mencionada cinco estados, cuatro estados reportaron de 125.25 ha cultivadas en 2005 (Carolina del Norte, Ohio, Virginia, Washington).

México contó con el 32% de la superficie cultivada en Norte América en el año 2005 con 2,300 ha. En el año 2008 existían en nuestro país 8,193.95 ha sembradas con zarzamora y una superficie cosechada de 6,459.95 ha con una producción de 118, 421. 73 t (SIAP-SAGARPA, 2010). Las variedades predominantes de zarzamora son 'Tupy' (originaria de Brasil) y 'Brazos'. La mayor parte de la producción mexicana se destina para su consumo en fresco y se destina para los mercados de exportación a los EE.UU. En el año 2004, México exportó 8,245 toneladas a los EE.UU.

En América Central había 1,640 ha cultivadas comercialmente con zarzamora en el año 2005 con 1,752 t producidas. Donde Costa Rica tenía 1,550 ha cultivadas y una producción de 1,653 t (principalmente con la variedad 'Brazos' y *R. glaucus*). Cabe destacar, que la superficie de zarzamora en Guatemala se redujo un 63% desde 1995 a 90 ha para el 2005, pero se espera que aumente un 33% en los próximos diez años.

Sudamérica contaba con 1,597 ha de zarzamora cultivada comercialmente. Donde Ecuador representó el 53% de su superficie cultivada con 850 ha y 1,421 t de producción. Seguido de Chile donde habían 445 ha en el 2005 con una producción total de 4,275 t sin incluir las 6,393 t cosechadas en las plantaciones de zarzamora silvestre.

El resto de la superficie cultivada del mundo se encuentra en Asia con 1,550 ha; mientras que Oceanía tiene alrededor de 300 ha con 3,690 t de producción y en África que cuenta con aproximadamente 100 ha.

En el mercado europeo destacan como los principales países importadores de zarzamora fresca: Inglaterra, Francia, Polonia, Yugoslavia, Alemania, Holanda, Italia, Bélgica y Luxemburgo; en este continente participa como exportador Chile, como único representante latinoamericano. Del mercado norteamericano destaca el oeste de los Estados Unidos de

Norteamérica, Oregón y Washington, zona proveída con fruta fuera de temporada por Nueva Zelanda, México, Guatemala, Chile y Colombia (Muñoz y Juárez, 1997).

Para el caso particular de México, EUA es el principal mercado de exportación (promedio de consumo del 97.8 % de las exportaciones). Asimismo se realizan algunos envíos a Canadá, España, Reino Unido, Francia, Hong Kong y Argentina; los envíos a estos dos últimos, no son consistentes, se manejan ocasionalmente y con volúmenes marginales.

El uso agroindustrial de la zarzamora, posee distintas opciones: jugos, congelados, pulpas concentradas, mermeladas, polvos deshidratados, ates y licores. El consumidor del fruto congelado es la industria procesadora de alimentos, para la fabricación de helados, postres, bebidas, lácteos, dulces y mermeladas; esto es, productos donde el consumidor final, no exige la presentación de frutos enteros y atractivos, sino que solicitan la incorporación del sabor, color, aroma y presencia de la zarzamora (Salazar *et al.*, 2002).

Estudios recientes han demostrado que la zarzamora posee un alto contenido de vitamina C y fibra que ayudan a reducir los riesgos de ciertos tipos de cáncer. Contiene altos niveles de antocianinas (83-326 mg/100g). Las antocianinas trabajan como antioxidantes para ayudar a combatir los radicales libres que dañan el cuerpo y dan a los frutos su color profundo u oscuro. El nivel de antioxidantes de los alimentos se puede medir como ORAC (Capacidad de Absorción Radical de Oxígeno). El valor ORAC de la zarzamora es de 28 μ moles/TE/g, ligeramente superior que el contenido en los arándanos. Contiene también ácido elágico, un compuesto fenólico conocido como un potente anticancerígeno, antiviral y antibacterial. El nivel de ácido elágico en zarzamora es de 3.69mg/g de peso seco (Oregón Raspberry and Blackberry Commission, 2008).

3.2. Importancia nacional de la zarzamora

El cultivo de la zarzamora ha tomado impulso en México debido a su cercanía con el mercado de Norteamérica y al desarrollo de tecnologías de producción en zonas subtropicales; ya que es un producto apreciado por el mercado Norteamericano y Europeo por lo cual se ha incorporado como cultivo estratégico dentro de los programas de la Secretaria de Agricultura. El cultivo ha despertado gran interés debido a su alta rentabilidad, rápida recuperación, empleo intensivo de mano de obra de aproximadamente 900 empleos (jornales) por hectárea,

versatilidad de los frutos para su consumo y sobre todo por su posibilidad de exportación (Muñoz y Juárez, 1997; Calderón, 2009).

En los últimos 10 años ha habido un crecimiento explosivo de la superficie y producción de frutillas en México. El cultivo de zarzamora creció más de 300% en este período. Dicho crecimiento obedece a la extensa red de valor que se ha desarrollado alrededor de esta y otras frutillas, y a la introducción de variedades con características deseables para el consumo en fresco e industria y a la tecnología que se ha desarrollado para la producción en temporadas que permiten la competitividad de dichas frutillas en el mercado internacional (Sánchez, 2008).

En el año 2008 existían 8,193.95 ha sembradas con zarzamora y una superficie cosechada de 6,459.95 ha con una producción de 118,421.73 t (SIAP-SAGARPA, 2010). Alrededor del 97% de la superficie cultivada se concentra en el estado de Michoacán aunque la producción esta incrementándose considerablemente en los estados de Jalisco y Chihuahua con cultivares semi-erectos (Calderón, 2009).

3.3. Importancia de la zarzamora en Michoacán

Michoacán se ha consolidado en los últimos años como el principal estado productor de zarzamora en México con alrededor del 97% de la producción en México. Cabe destacar que mientras en el 2004 el valor de las exportaciones ascendió a 38 millones de dólares, en el 2005 se alcanzaron ventas por alrededor de 81 millones de dólares (SAGARPA, 2006 citado por Calderón, 2009) considerando una producción superior a las 30 mil t ese año, de las cuales cerca de 20 mil t se enviaron a los mercados de 11 países como EE. UU., Inglaterra, Holanda, Italia, Alemania, Francia y Japón donde la fruta mexicana es bien aceptada, generando importantes divisas para los productores.

En el año 2008 Michoacán tenía una superficie sembrada de 7,966.45 h y una superficie cosechada de 6,241.45 ha, con una producción de 116,449.18 t. Sin embargo, esta superficie pudo haber sido rebasada en la actualidad. En el municipio de Los Reyes se encuentra la mayor superficie sembrada (4,870 ha), con una superficie cosechada de 3,500 ha y una producción de 73,056 t; el segundo municipio de importancia en cuanto a producción de zarzamora es el municipio de Periban, el cual registro una superficie sembrada de 1,828 ha y 1'600 ha cosechadas con una producción de 27,420.0 t, seguido del municipio de Tocuambo,

Ziracuaretiro y Tacámbaro. La información detallada se resume enseguida (Cuadro 1) (SIAP-SAGARPA, 2010):

Cuadro 1. Cierre de la Producción de Michoacán/Municipio/ Ciclo 2008/Modalidad Riego + temporal

Municipio	Superficie Sembrada (ha)	Superficie Cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t ha ⁻¹)	PMR* (\$/t ha ⁻¹)	Valor de la producción (Miles de \$)
Los Reyes	4,870.0	3,500.0	73,056.0	20.97	21,000.00	1,534,050.00
Periban	1,828.0	1,600.0	27,420.0	17.44	21,000.00	575, 820.00
Tocumbo	390.0	300.00	6,240.0	20.8	20,000.00	124,800.00
Ziracuaretiro	280.0	280.00	3,640.0	13.0	6,000.00	21,840.00
Tacámbaro	100.70	100.70	1,100.0	10.92	8,000.00	8,800.00
Tangancícuaro	84.0	64.0	1,088.0	17.0	20,000.00	21,760.0
Ario de Rosales	82.0	82.0	574.0	7.0	2,600.00	14,974.00
Jacona	40.0	40.0	600.0	15.0	22,000.00	13,200.00
Taretan	33.0	33.0	396.0	12.0	6,000.00	2,376.00
Uruapan	28.0	28.0	308.0	11.0	6,500.0	2,002.00
Zitácuaro	24.0	24.0	288.0	12.0	8,000.00	21,840.00
Zamora	13.0	13.0	195.0	15.0	21,000.00	4,095.00
Maravatio	14.5	14.5	290.0	20.0	7,800.00	2,262.00

*PMR= Precio medio rural

Fuente: SIAP-SAGARPA, 2010 (Producción Agrícola 2008).

La producción de esta frutilla genera en promedio 20 mil empleos al año, de los cuales 15 mil se encuentran concentrados en la región de los Reyes; ya que es la principal zona productora del estado. Una tonelada de zarzamora se cotiza en el mercado en alrededor \$20,200.00.

En Michoacán, las cosechas se realizan entre los meses de Octubre a Junio; en el Estado de México, se realizan de Abril a Agosto. Asimismo, en Morelos se cosecha de Enero a Mayo. A nivel nacional, en el mes de Octubre la cosecha es baja. Además, en la temporada de lluvias, la calidad disminuye (Salazar *et al.*, 2002).

3.4. Origen y distribución

La zarzamora en un principio habitó regiones templadas de Asia, Europa, África, Norteamérica y las montañas de Sudamérica. Aunque el origen de la zarzamora silvestre, se cree que fue Europa y Norteamérica, ya que se han encontrado especies que datan de 350 A. C. A partir de aquí, se han domesticado tres grupos de zarzamoras. Las europeas, que se extendieron por toda Europa y gran parte de Asia, las rastreras y erectas de América del Este, y plantas rastreras del oeste de América (Jennings, 1988).

Se ha domesticado y empleado a nivel comercial en muy poca escala; aunque existe evidencia de su domesticación en el siglo XVII en Europa y en el siglo XIX en Norteamérica (Jennings, 1988). Los primeros colonos de Norteamérica la consideraban como una peligrosa maleza y su principal interés era el de encontrar medios para su destrucción, sin embargo, se tiene conocimiento de que la fruta fue recolectada de plantas silvestres y se utilizaba como alimento y para la elaboración de vinos (Hendrick, 1925). Este cultivo fue introducido a los Estados Unidos proveniente del viejo mundo. El clon más importante fue Loganberry introducido por Judge Logan, éste se cree es un híbrido entre la zarzamora silvestre y la frambuesa; sin embargo, no se considera como tal, sino como una mutación de la zarzamora (Jiménez, 1994).

El género *Rubus* se encuentra ampliamente distribuido alrededor del mundo, en islas oceánicas, en valles altos, en el trópico y en el polo norte alrededor del círculo ártico. Algunas especies se cultivan para la elaboración de vinos, éstas de hábitos rastreros y hojas pequeñas. Otras son muy largas, producen cañas de más de 11 m de longitud. El género comprende 12 subgéneros de los cuales dos *R. subg. Idaebatus* y *R. subg. Eubatus* tienen las principales características comerciales para la explotación de su cultivo. La mayoría de otros subgéneros son silvestres y cosechados para autoconsumo (Pritts y Handley, 1989).

La zarzamora no es tan ampliamente cultivada como la frambuesa, debido a la limitada adaptabilidad de su germoplasma pero tiene puntos aceptables para su desarrollo en la fruticultura. Por ejemplo, no necesita de períodos tan prolongados de frío como la frambuesa (Pritts y Handley, 1989).

3.5. Clasificación taxonómica y filogenética de la zarzamora

Actualmente la zarzamora se clasifica taxonómica y filogenéticamente¹ como un organismo celular eukaryota, perteneciente al reino plantae, es una dicotiledónea que pertenece a la familia de las Rosáceas, que se encuentra ubicada dentro del género *Rubus*; la cual contiene a su vez a otros géneros aprovechables por sus características hortofrutícolas (manzanas, peras, cerezas, ciruelas, duraznos). En Norteamérica el nombre común para algunos miembros del género *Rubus* es *Bhramble*, palabra que se deriva de una palabra base Indo-Europea *bhrem*, la cual significa “próximo a apuntar o a puntear”. Este nombre común se refiere al parecido universal de sus cañas con espinas en más de una especie (Pritts y

Handley, 1989). La zarzamora presenta la siguiente clasificación taxonómica (Moore y Skirvin, 1990) y filogenética¹

Organismo celular: Eucaryota

Reino: Viridiplantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Rosidae

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Género: *Rubus*¹

Subgénero: *Eubatus*,

Especie: *R. fruticosus*

Existen 12 subgéneros dentro del género *Rubus*, pero solo dos subgéneros; *Idaeobatus* y *Eubatus*, tienen importancia comercial. La zarzamora se clasifica dentro del género *Rubus* subgénero *Eubatus* (López, 2009).

La zarzamora es un híbrido producto de la cruce entre varios *Rubus* de frutos nativos de Norteamérica y Europa con *Rubus idaeus* (Muñoz y Juárez, 1995), generalmente tienen grandes espinas más que las frambuesas, pero la densidad de las espinas varía considerablemente, ya que algunos cultivares del género *Rubus* se encuentran completamente cubiertos de espinas (Pritts y Handley, 1989).

Las principales especies de zarzamora en el este de Norteamérica han sido cruzadas con más de uno de sus parientes Europeos. Las características que se seleccionan es su tipo de espinas, vigor, resistencia a enfermedades, sabor, tamaño de frutos, cosecha temprana, tolerancia al calor, y la productividad. En cuanto a especie, se conocen más de 350 especies distribuidas en todo el mundo; las más comunes son: *R. allegheniensis* Porter. (zarzamora de porte arbustivo), *R. argutus* Link. (zarzamora de porte alto), *R. armeniacus* Focke. = *R. procerus* (zarzamora Himalaya), *R. fruticosus* L. (zarzamora europea), *R. glaucus* Benth.(zarzamora andina), *R. canadensis* L. (zarzamora de montaña), *R. cuneifolius* Purs (zarzamora de suelos arenosos), *R. frondosus* Bigel (de follaje muy denso), *R. hispidus* L., *R.baileyanus* Britt., y *R. trivialis* Michx. (zarzamora de hábitos rastreros) (Pritts y Handley,1989; López, 2006).

¹ USDA-ARS GRIN Encyclopedia of Life.Taxonomy: www.ars.green.gov/cgi-bin/npgs

3.6. Características botánicas

De acuerdo con Pritts y Handley (1989), las diferentes especies del género *Rubus* sp. difieren marcadamente en muchas características como los hábitos de crecimiento, el tiempo de fructificación, necesidad de horas frío, potencial de cultivo, morfología y color del fruto, presencia o ausencia de espinas y susceptibilidad a enfermedades. La mayoría de las especies son deciduas, pero algunas permanecen siempre verdes.

3.6.1 Ciclo de crecimiento de la zarzamora

A. Desarrollo de primocañas. Las primocañas se originan de yemas adventicias de la raíz en las zarzamoras erectas y semierectas, y de la corona en las zarzamoras rastreras. Ello puede ocurrir en cualquier época del año si las condiciones de crecimiento son apropiadas. Por su hábito de crecimiento las cañas se clasifican en:

a) Erectas, b) Semierectas y c) Rastreras.

Según su epidermis, las cañas pueden ser:

a) Con espinas y b) Sin espinas

B. Diferenciación floral. Después de 4 a 6 meses de crecimiento activo de las primocañas, las yemas vegetativas inician su transición hacia yemas florales. En lugares de clima templado, este evento ocurre entre finales del verano y principios del otoño (Septiembre-Octubre). En lugares de clima semicálido, este evento puede ocurrir en cualquier tiempo del año, siempre y cuando haya condiciones favorables para el crecimiento de las cañas. Para hacer la práctica de producción forzada, es necesario que el proceso de diferenciación haya iniciado; de lo contrario, los brotes que se obtengan serán vegetativos.

C. Apertura de yemas y floración. Normalmente, las zarzamoras requieren pasar por un período de reposo y completar ciertos requerimientos de frío (temperaturas por debajo de 7.2 °C) a fin de que sus yemas completen el proceso de diferenciación floral y sean capaces de abrir. Sin embargo, bajo esquema de producción forzada las prácticas de defoliación y aplicación de sustancias estimuladoras del crecimiento compensan el periodo de dormancia, pudiendo ocurrir la aparición de botones florales en cualquier tiempo. La floración ocurre por lo general de 4 a 6 semanas después del rompimiento de yemas. Es importante señalar que bajo condiciones subtropicales, aun cuando las prácticas de producción forzada se hacen de manera correcta, es común que algunas yemas en las floricañas no lleguen a abrir; esta es una respuesta natural de la planta por la falta para completar sus requerimientos de horas frío.

D. Desarrollo y maduración de frutos. Dependiendo de la variedad, después de la antesis los frutos requieren de 40 a 60 días para desarrollarse y madurar. La zarzamora presenta un fruto agregado (polidrupa), que posee como característica básica, la presencia de drupeolas glabras que se adhieren al receptáculo y este permanece adherido en las plantas de zarzamoras cuando éstas son cosechadas. Los frutos se desarrollan a partir de una flor solitaria de 5 pétalos, a través de la adhesión de muchos carpelos separados (drupeolas) los cuales se agregan en masa, de color negro brillante cuando maduran (Fig. 1) (Moore y Skirvin, 1990; Ryugo, 1993 y López, 2009).

E. Senescencia de floricañas. En las regiones de clima templado, las cañas mueren pocos días después de la fructificación; mientras que en las regiones subtropicales, después de haber fructificado una misma caña puede ser forzada a producir una segunda floración y cosecha aprovechando aquellas yemas que quedaron sin brotar en la primera forzada (López, 2009).

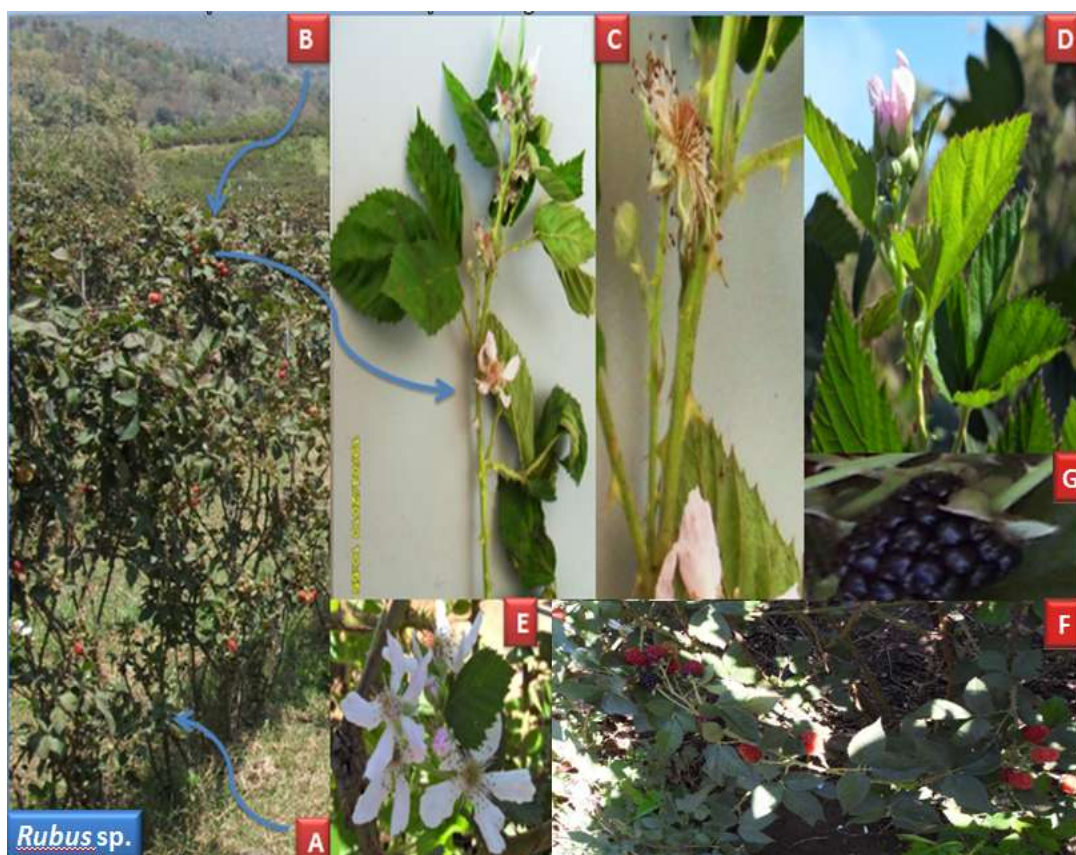


Fig. 1. Características botánicas de la zarzamora (*Rubus* sp.): **A.** Primocaña, **B.** Caña lateral fructificante, **C.** Botón Floral, **D.** Flor, **E.** Flores abiertas, **F.** Caña lateral con frutos en maduración y **G.** Fruto maduro.

3.7. Variedades cultivadas en México

Las variedades cultivadas son de origen complejo. La mayoría son especies híbridas derivadas de dos o más especies del género *Rubus*. A fin de evitar confusión entre las distintas especies, las variedades comerciales se designan simplemente como *Rubus* sp.; o en su defecto, *Rubus* subgénero *Eubatus* (López, 2009).

3.7.1. Variedades rastreras

Evergreen Thornless (*R. lassiniatus*): es el resultado de la selección de un clon sin espinas que se propagó mediante cultivo de tejidos. Tiene una gran tolerancia a las bajas temperaturas y su cosecha se realiza cuando la variedad Marion ya se ha cosechado (Strik, 1996). Se originó en Oregón en 1926, es una variedad tardía, de fruto grande, muy firme, de buena calidad y semillas grandes. Es una planta vigorosa y resistente a la sequía (Muratalla, 1993).

Kotata: Fue liberada como posible sustituta de la var. Marion. Es muy similar en apariencia a esta variedad; sin embargo es más vigorosa, ligeramente más tolerante al frío y de frutos más firmes, con los tallos muy espinosos (Strik, 1996).

Marion (*Marionberry*): conocida como “la cabernet de las zarzamoras” alcanza precios altos; por su exquisito aroma, por su buen sabor, semilla pequeña, tamaño de fruto y por su textura apta para el procesamiento. Esta variedad es preferida tanto para su consumo en fresco como para las diferentes formas de procesado: enlatados, congelados, jaleas, mermeladas, helados y pastelería (López, 2009). A pesar de su susceptibilidad a las bajas temperaturas y sus tallos espinosos todavía es el cultivar más cultivado en Oregon, Estados Unidos (Strik, 1996). El fruto es de color negro opaco, de tamaño medio a grandes y alargados y muy firmes (López, 2009). La planta es vigorosa y muy productiva (Muratalla, 1993).

Variedades de reciente proceso

Black Diamond: variedad muy productiva; frutos más grandes y más firmes que ‘Marion’, buen aroma y calidad (López, 2009).

Black Pearl: rendimiento y tamaño de frutos similares a ‘Marion’; muy buen aroma y calidad (López, 2009).

Nightfall: rendimientos altos y época de cosecha similar a ‘Marion’; frutos grandes con firmeza y color aceptable, aroma algo astringente (López, 2009).

Variedades recientes para mercado fresco

Obsidian: plantas vigorosas con cargadores largos; variedad temprana y productiva, frutos grandes de aroma excelente, el color de los frutos se mantiene sin alterar en refrigeración (López, 2009).

Metolius: plantas vigorosas con laterales rígidas; variedad muy temprana y productiva; frutos firmes, de forma muy uniforme, aroma excelente (López, 2009).

3.7.2. Variedades erectas y semierectas

Brazos: se desarrolló por la Universidad de Texas y se liberó en 1959. Es vigorosa y desparramada, lo que obliga a establecer menos plantas por hectárea (Fig. 2). La floración es temprana y prolongada. El fruto es grande, pesa 6.8 gramos y tiene 2.5 cm de diámetro; es menos dulce que las variedades Comanche, Cheyenne y Shawnee, con racimos pequeños y semillas grandes, prospera bien en suelos húmedos por su extenso sistema radicular (Muratalla, 1993; López, 2009).



Fig. 2. Planta de zarzamora (*Rubus* sp.) var. brazos

Cherokee: variedad con espinas, desarrollada y liberada por la Universidad de Arkansas en 1974. Variedad que resultó de la cruce de Brazos x Darrow. Planta vigorosa en suelos profundos y con inviernos fríos, hábito de crecimiento erecto, muy productiva. Fruto grande, firme, de baja acidez, muy dulce y de buena calidad; es más brillante. Adecuada para cosecha mecanizada, es susceptible a *Cercospora rubi* (rosetado) (Muratalla, 1993; López, 2009).

Chester: se desarrolló por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA por sus siglas en inglés) en el estado de Maryland. Es una variedad de tipo semierecta, sin espinas. La más extendidas en el mundo por su adaptación a diversas áreas; la más tardía para cosecharse (finales de septiembre en California y Oregón) y la más productiva (hasta 28 t ha⁻¹ en Oregón) (López, 2009).

Cheyenne: variedad con espinas, desarrollada y liberada en 1977 por la Universidad de Arkansas. Variedad que resulto de la cruza de Brazos x Darrow. Es de hábito erecto, fruto muy grande y firme, semilla de tamaño mediano, semivigorosa y muy productiva. Es más precoz que Cherokee pero menos que Comanche. Tiene menor respuesta a suelos delgados. Es adecuada para uso comercial o doméstico, con rendimientos iguales o superiores a las otras variedades (Muratalla, 1993; López, 2009).

Comanche: es un cultivar con espinas, originado de la cruza de Darrow x Brazos, liberada por la Universidad de Arkansas en 1974. Tiene tallo vigoroso, con resistencia a la antracnosis. La floración se presenta durante noviembre y es sensible a uniformizar la brotación, lo que reduce el período de cosecha. Su fruto pesa 2.5 g y 2.2 cm de diámetro, menos aromático pero más firme y dulce. Es de rápido crecimiento, adaptación a suelos delgados y a plantaciones de alta densidad (Muratalla, 1993; López, 2009).

Darrow: variedad desarrollada por la Universidad de Cornell y adaptada a los climas severos del norte de Estados Unidos (López, 2009).

Kiowa: estudios recientes realizados bajo la dirección de Rebollar-Alviter et al. en el 2010 (comunicación personal) indican que este cultivar podría incrementar su superficie en un futuro cercano y competir con la var. Tupy, debido a las características de su fruto; ya que es más grande y más dulce que Tupy pero se ha encontrado en campo y en condiciones in-vitro que es muy susceptible al ataque por mildiú (*Peronospora sparsa*). Recomienda que se tenga en cuenta esta información al momento de establecer nuevas plantaciones.

Tupy: es una variedad producto del cruzamiento del germoplasma de la Universidad de Arkansas; “Comanche “ y una selección silvestre de “Uruguay”; realizado en 1982 en el Centro Nacional de Pesquisa de Fruteiras de clima templado en Perlotas, RS y liberada en 1988. En los últimos años, la demanda de los mercados ha favorecido a ‘Tupy’ por lo que ha sustituido a “Brazos”, de manera muy rápida, debido a mayores atributos de firmeza que le da una mejor calidad de fruto básicamente en cuanto a vida postcosecha por lo que se hace más atractiva para exportación (Fig. 3). En Michoacán, más del 90% de la producción es de la variedad Tupy (Calderón, 2009).

En México la producción de ‘Tupy’ es tan variable como variable es el nivel de tecnología empleado. Se estima un rendimiento promedio de 5 mil cajas de 2.2 kg cada una por hectárea; lo cual resulta en alrededor de 11 t ha⁻¹. Con niveles tecnológicos intermedios, los rendimientos se sitúan en 8 mil cajas o 17.6 t ha⁻¹ y los rendimientos reportados en huertos altamente tecnificados son de 12 mil cajas, que significan más de 26 t ha⁻¹.



Fig. 3. Caña lateral fructificante de zarzamora (*Rubus* sp.) var. tupy.

La prueba de variedades nuevas es constante y es así como se tienen en el área variedades como Chickasaw, Ouachita, Campeona y muchas otras variedades (Cuadro 2) y selecciones generadas por los programas de mejoramiento genético de compañías privadas como Driscoll's; 'Sleeping Beauty' es una de ellas (Calderón *et al.*, 2009).

Cuadro 2. Comparación de características agronómicas y fisiológicas de algunas variedades de zarzamora (*Rubus* sp.)

Variedad	Reqs. de frío (hr)	Peso del fruto(gr)	Rendimiento (Kg ha ⁻¹)	Sólidos solubles (%)	Características	Material liberado por
Tupy	200-300	7.0-10.0	11,000-26,000*	9.0-11.0	erecta,c/espinas	EMBRAPA, Brasil
Shawnee	400-500	7.5	16,300	9.3	erecta,c/espinas	Universidad Arkansas
Choctaw	300-500	5.0	15,680	8.7	erecta, /espinas	Universidad Arkansas
Kiowa	200	12.0	13,440	10.0	erecta,c/espinas	Universidad Arkansas
Chickasaw	500-700	10.0	13,440	9.6	erecta,c/espinas	Universidad Arkansas
Navaho	800-900	5.0	11,200	11.4	erecta,s/espinas	Universidad Arkansas
Ouachita	200-300	6.5	16,800	11.0	erecta,s/espinas.	Universidad Arkansas

* Rendimiento variable dependiendo del nivel de tecnología empleado.

3.7.3. Especies silvestres de zarzamora en México

El subgénero *Eubatus* es heterogéneo y abarca más de 350 especies, la mayoría de ellas son silvestres, autocompatibles y con alto potencial de hibridación. Su reproducción es sexual y por apomixis (reproducción aparentemente sexual pero que ocurre sin que haya

fertilización y/o meiosis (Jiménez, 1994). La dispersión de semillas y la rápida propagación vegetativa han permitido una gran especiación dentro del subgénero. En forma natural ocurre poliploidia (intervalo de diploide $2x=wn=14$ a dodecaploide $12x=2n=84$) (Pritts y Handley, 1989). Las semillas son la causa principal de la variación que se presenta en el material silvestre (Pacheco, 1975). En México, específicamente en la Meseta Puhrépecha de Michoacán, se han identificado las especies siguientes: *Rubus adenotrichus* Schltdl., *R. coriifolius* Liebm., *R. humistratus* Steud., *R. sapidus* Schltdl., y *R. tricomallus* Schltdl (López, 2009).

3.8. Requerimientos climáticos para su cultivo

Es un cultivo que prospera bien en climas templados o semicálidos con inviernos benignos (Venegas, 2001). Se adapta a un intervalo climático variado y destaca su adaptación a las zonas llamadas de transición (Chávez, 1999). La zarzamora presenta una gran adaptabilidad a diferentes condiciones de suelos y climas, que van desde el ártico hasta los trópicos (Ryugo, 1993). Aunque Schneider (1979) menciona que los frutales espinosos se desarrollan mejor en condiciones frescas. La temperatura promedio en las zonas productoras en el estado de Michoacán van de 32° C la máxima a 8° C la mínima, con los valores más altos durante los meses de marzo a junio, y los más bajos de diciembre a febrero. La acumulación de frío durante el invierno es de 50 a 250 horas. La precipitación pluvial anual oscila entre 800 y 1,200 mm, iniciando la temporada de lluvias a finales de mayo y terminando a mediados de octubre (López, 2006).

3.9. Principales problemas fitosanitarios

3.9.1. Importancia de las malezas en el cultivo de zarzamora

Otro de los aspectos importantes que influyen en la producción de zarzamora son las malezas; ya que estas no sólo compiten con el cultivo por el agua, luz y nutrientes, sino que también pueden ser hospederas de plagas y condicionan el ambiente para el desarrollo de enfermedades, además de que interfieren con las operaciones de cosecha y afectan la estética de la plantación (Berlijn, 1990). Las malezas perennes y los pastos establecidos deben ser eliminados antes de la plantación (Poiling, 1996). El control mecánico o físico consiste en eliminar las malezas a mano con herramientas como el azadón, machete o guadaña, a escala mayor se emplean máquinas tales como segadoras, cultivadoras o rastras de disco (Berlijn, 1990).

Durante el primer año la zarzamora debe cultivarse superficialmente, teniendo cuidado con las nuevas primocañas. El empleo correcto de herbicidas representa una buena alternativa para el control ya que incrementan la eficiencia de la producción; aunque por lo general la limpieza entre hileras se realiza con un paso de cultivadora. Conforme las plantas crecen, las raíces invaden el área existente entre hileras, y un paso de arado profundo puede dañarlas ó incluso provocar pérdida de vigor (Strik, 1996).

Si entre las hileras existe pasto este debe ser removido varias veces durante la época de crecimiento. Por el contrario, en algunas regiones de Estados Unidos (Carolina del Norte), para evitar la erosión del suelo se establece una cobertura viva entre hileras, o se siembra una determinada especie de pasto en otoño para ser removida en primavera. Para el control químico debe seleccionarse el herbicida en base al tipo de suelo, las especies que estén presentes, época del año, aplicación pre o postemergente; después de la selección debe de aplicarse en el momento correcto o puede convertirse en un daño más directo a la zarzamora (Poiling, 1996).

3.9.2. Principales Plagas del cultivo

Ácaros e insectos provocan daños a toda la planta, incluyendo las raíces, corona, cañas, hojas y frutos; representan, también, un riesgo latente por ser vectores de enfermedades virales; sus daños se extienden incluso después de la cosecha al contaminar con fragmentos de su cuerpo al fruto cosechado. El número y la intensidad del ataque de estas plagas varían de acuerdo al sitio donde se hospedan. Una adecuada identificación de estos organismos es necesaria para la implementación de estrategias de manejo tales como culturales, biológicas, mecánicas y químicas.

La mayoría de estas plagas no se encuentran inicialmente al observar los primeros ataques, por lo que es necesario identificarlas en base al tipo de daños que provocan, pues un diagnóstico erróneo se traduce en pérdidas, sobre todo si se está seleccionando un insecticida para el control.

3.9.2.1. Araña roja: *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)

La araña roja o ácaro de dos manchas *Tetranychus urticae*, es una de las plagas más dañinas en zarzamora y frambuesa, por lo que aun utilizando una gran cantidad de acaricidas, no se logra un control total (Muratalla *et al.*, 1995). *T. urticae* es de importancia económica en

cualquier rosácea y otros cultivos especialmente en el género *Rubus*, se distribuye en casi todas las áreas con climas secos (Ellis *et al.*, 1991). Adultos y ninfas succionan la savia de los tejidos ocasionando un amarillamiento (moteado) característico de las hojas. Infestaciones severas ocasionan necrosis de hojas y defoliación de la planta disminuyendo significativamente la producción. Los ácaros se convierten además en un contaminante en el fruto y en altas poblaciones pueden cubrir las hojas y frutos con su telaraña.

Dependiendo de la temperatura este ácaro completa su ciclo de vida de 7 a 14 días, pudiendo encontrar sus diferentes estados de desarrollo (huevo, ninfa y adulto) en los folíolos. Iniciar las inspecciones para monitoreo después de la temporada de lluvias en el envés de los folíolos, principalmente en las plantas cercanas a postes, y en el envés de las hojas de los pastos y malezas. Folíolos con 10 a 15 individuos justifican el inicio de las aplicaciones para su control químico (Rebollar y Pineda, 2009). Un experimento realizado por Labanowska (1993) para el control de la araña roja con diferentes ingredientes activos en grosella negra demostró que aplicaciones de diafenthiuron (563 g de i. a. ha^{-1}) (acaricida del grupo de las Acylureas), bifenthrina (76 g de i. a. ha^{-1}), lambdacyhalotrina (36 g de i. a. ha^{-1}) (Pyretroides sintéticos), abamectina (13 g de i. a. ha^{-1}), azocyclotin (375 g de i. a. ha^{-1}), hexythiazox (45 g de i. a. ha^{-1}), Pyridaben (225 g de i. a. ha^{-1}), y mezclas de hexythiazox + propargite (38 + 315 g de i. a. ha^{-1}), y con hexythiazox + fenpropathrin (23 + 315 hexythiazox g de i. a. ha^{-1}) mostraron alta eficacia o un control satisfactorio en el control de esta plaga.

3.9.2.2. Ácaro del berry rojo: *Acalitus essigi* (Hassan) (Acarina: Eriophyidae)

Dentro de los ácaros, la familia Eriophyidae se considera la segunda plaga de importancia económica en el cultivo de frutillas en el mundo. El estatus de esta plaga no es sólo debido a los daños que ocasiona durante su alimentación, sino por su rol en la transmisión de patógenos en las plantas (Mellot y Krantz, 2003).

El ácaro del berry rojo o redberry mite *Acalitus essigi*, es una plaga de plantas perennes o zarzamoras silvestres y cultivadas. Son de tamaño microscópico, aproximadamente 6 μ de largo. Si los ácaros no son controlados apropiadamente, pueden causar pérdidas que van del 10 al 90 % de la producción. Este ácaro puede dispersarse de unas cuantas cañas a considerables proporciones de la parcela o plantaciones enteras en el siguiente ciclo del cultivo (Antonelli, 2004). Se hospeda en las brácteas de las yemas y posteriormente se mueve hacia las hojas superiores donde se ubica en las axilas de las mismas. En los frutos, se ubica

en la base de las drupeolas. Al alimentarse ocasiona una madurez heterogénea de la frutilla quedando unas partes rojas y otras oscuras con una consistencia dura. Asimismo, el fruto puede permanecer duro o rojo brillante y no madura y los resultados son frutos no comercializables. Inverna en las escamas de las yemas o entre las yemas. Observaciones bajo microscopio muestran que el ácaro vive bien protegido y está activo. El interior de las yemas es fuertemente afectado ocasionando minas. Las minas o galerías pueden causar problemas en el desarrollo o rompimiento de las yemas florales la siguiente estación. A principios de la etapa de botones florales y floración, el ácaro se desplaza a los botones florales o frutos en desarrollo, los ácaros comienzan a reproducirse entre las drupeolas del fruto particularmente cerca de la base del receptáculo. El número de ácaros por fruto puede aproximarse a 100 o más individuos. Esta plaga es una de las más importantes en el cultivo de zarzamora (*Rubus* sp.) en California, principalmente en cultivares de maduración tardía (Antonelli *et al.*, 2004).

El monitoreo debe darse a partir de la defoliación y continuar hasta la etapa de fructificación. Debido a su tamaño, resulta difícil observarlo en campo, por lo que es necesario obtener muestras de tejido y revisarlas en un microscopio estereoscópico (Rebollar y Pineda, 2009).

Se publicó un método modificado para el muestreo de poblaciones de *A. essigi* en el fruto de zarzamora ; el cual consiste en coleccionar frutos y poner la base del receptáculo en un trozo de cinta adhesiva; asperjando por 10 s el fruto con nuevas moléculas del grupo de los piretroides (Bioallethrina + Bioresmethrina i.a.) y después contando el número de ácaros atrapados en la cinta con ayuda de un microscopio estereoscópico (Harvey y Martin, 1988). El monitoreo visual puede ser adecuado como método de seguimiento del riesgo de la enfermedad conocida como Redberry mite o berry rojo; sobre todo si se depende de umbrales críticos de la población a través de la extrapolación para decidir el método del control y/o el momento de iniciarlo (Davies *et al.*, 2002b; Monfreda *et al.*, 2009).

3.9.2.3. Complejo de chinches: *Nezara viridula* (L.), *Murgantia histrionica* (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae) y *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Hemiptera: Coreidae)

Las ninfas y adultos se alimentan de las drupeolas individuales de los frutos en desarrollo y maduros, dando origen a frutos deformes. Aunque no se ha comprobado, los daños se asocian con la presencia del daño conocido como drupeola blanca. Daño que

disminuye la calidad del fruto y su comercialización, sin embargo no se ha comprobado una relación causal entre la presencia de chinche y la presencia de ese desorden. Rebollar y Pineda (2009) recomiendan revisar los frutos tiernos recién formados hasta la madurez.

3.9.2.4. Enrolladores de hojas: *Argyrotaenia* sp. (Lepidóptera: Tortricidae)

Las larvas enrollan las hojas en forma de empanada en donde pasan la mayor parte de su ciclo. Cuando la planta está en etapa de fructificación se mueven hacia el fruto. Aunque el daño no es físicamente significativo, su presencia representa un contaminante y afecta la comercialización del fruto (Rebollar y Pineda, 2009).

El monitoreo de esta plaga se puede hacer a través de la revisión directa contando las hojas enrolladas por metro lineal. El uso de la feromona *Argyrotaenia citrana* ha sido útil para el monitoreo de machos en plantaciones comerciales. Las trampas resultan especialmente útiles durante la temporada de corte como un indicador del riesgo de infestaciones en frutos (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.2.5. Frailecillo: *Macrodactylus* sp. (Coleóptera: Scarabidae: Melolonthinae).

Macrodactylus sp., conocido como frailecillo, es un escarabajo que provoca daños severos al follaje, botones florales, flores y fruto de la zarzamora. Su control físico resulta difícil, y los productores se inclinan por el control químico, usando Malathión (20 ml/L), ya que su ataque coincide con la presencia de fruto verde y maduro (Muratalla, 1994). Se recomienda que se realice monitoreo directo sobre las plantas en busca de individuos alimentándose en hojas, racimos florales o brotes tiernos. También es importante revisar la periferia del cultivo en busca de las primeras infestaciones (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.2.6. Gusano falso medidor: *Zale* sp. (Lepidoptera: Noctuidae= Catocalinae)

Las larvas se alimentan de las hojas tiernas. En infestaciones severas pueden ocasionar defoliación, especialmente si las infestaciones ocurren después de la brotación. Los lepidópteros del género *Zale* están considerados como insectos que atacan árboles forestales. Actualmente se realizan estudios más detallados para conocer su biología, ciclo de vida y enemigos naturales (Rebollar y Pineda, 2009).

Se recomienda realizar revisiones periódicas del envés de las hojas a partir de la brotación en las partes tiernas de los brotes con la finalidad de detectar las primeras larvas en estados iniciales de desarrollo. Los adultos se activan durante la tarde y noche. Durante el día

permanecen escondidos en la hojarasca o en las partes sombreadas del cultivo (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.2.7. Barrenador de la corona de la zarzamora: *Lepidoptera* (Sesiidae)

Rebollar (2010, comunicación personal) reporta que se desconoce el adulto en México. Sólo se sabe que es un lepidóptero de la familia Sesiidae. Los estudios para su identificación y conocimiento de su ciclo de vida están en proceso. Las larvas en su máximo desarrollo pueden alcanzar los 3 a 4 cm. En Arkansas el barrenador de la corona de la zarzamora es un lepidóptero parecido a una avispa de color amarillo con rayas negras. Las larvas observadas en Michoacán en coronas y tallos son similares a las observadas en Arkansas. En zonas con inviernos más fríos (Ohio, EE.UU.), el insecto completa su desarrollo en 2 años; sin embargo en áreas subtropicales la duración del ciclo podría ser menor, similar a lo reportado en Arkansas donde el ciclo se completa en un año.

Se sugiere realizar revisiones periódicas de la base de las plantas, especialmente aquellas que manifiesten síntomas de marchites. Generalmente, las larvas realizan un orificio cerca de la base del tallo (20-40 cm) y al salir el adulto deja residuos de la planta (tipo aserrín). Cabe mencionar que Rebollar (2010, comunicación personal) reporta que es posible que esta plaga este asociada con la transmisión de la bacteria *Rhizobium radiobacter* (ex *Agrobacterium tumefaciens*). Williams (1991), menciona que para el control de esta plaga es necesario remover hospederos alternos tales como zarzamoras silvestres y además aplicar algún insecticida.

3.9.2.8. Mayate de la calabaza: *Euphoria basalis* (Gory & Percheron) (Coleóptera: Cetoniinae)

Las larvas se alimentan de materia orgánica y composta por lo que no representan riesgo para el desarrollo del cultivo. Los adultos en cambio se alimentan de los pétalos y estambre de las flores llegando a alcanzar altas poblaciones que pueden causar daños considerables al cultivo. Se sugiere revisar las flores de zarzamora después de junio. Existen trampas con feromonas y atrayentes que han sido evaluadas contra insectos de la misma familia pero no han sido evaluadas en berries. Experiencias en otros cultivos indican que la elaboración de trampas adicionales con una mezcla de melaza, agua y cáscara de piña fermentada son buenas alternativas para la captura de coleópteros y lepidópteros plaga (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.2.9. Mayatito Colaspis: *Colaspis* sp. (Fabricius) (Coleóptera: Chrysomelidae)

Los adultos se alimentan de flores, botones florales y de las hojas de la zarzamora llegando a ocasionar defoliaciones severas en poblaciones altas. Las mayores poblaciones se encuentran en los meses de Julio a Septiembre y estas han sido observadas en el Municipio de Ziracuaretiro así como también en los Reyes y Tangancícuaro. Recomiendan revisar las hojas y observar orificios sobre la lámina de las mismas. Aplicaciones dirigidas a las demás plagas pueden servir para mantener bajas las poblaciones de esta plaga (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.2.10. Mosca blanca: *Trialeurodes* sp (Homoptera: Aleyrodidae)

Se alimenta en el envés de las hojas succionando la savia de las hojas tiernas. Aunque este daño directo no es de gran importancia, el principal riesgo se da por el potencial de transmisión de virus. Recientemente se reportó la presencia del virus asociado al amarillamiento de las venas de zarzamora (*Blackberry Yellow Vein associated Virus, BYVaV*), el cual representa una amenaza para producción de zarzamoras en EE.UU (Susaimutuhu et al., 2007; 2008). Las plantaciones podadas a “ras” resultan especialmente atractivas a esta plaga en el primer semestre del año. Esta plaga podría convertirse en una amenaza en los próximos años si se abusa de los insecticidas químicos (Rebollar y Pineda, 2009).

El monitoreo se puede realizar directamente revisando el envés de las hojas para encontrar los adultos y ninfas. Las ninfas y huevos son más fácilmente observadas con la ayuda de una lupa. De manera indirecta, el monitoreo se puede realizar a través del uso de trampas amarillas pegajosas colocadas entre las líneas o en las orillas de la parcela o por medio de charolas impregnadas de aceite y golpeando el follaje sobre esta. También puede usarse para bajar las poblaciones del insecto.

3.9.2.11. Pulgón verde: *Aphis* sp (Homoptera: Aphididae)

Se reporta al pulgón verde (*Aphis* sp.) (Homoptera: Aphididae) como la plaga presente en las regiones productoras de zarzamora en Michoacán. Están entre las plagas más importantes no sólo por los daños directos que ocasionan al alimentarse de los brotes tiernos de la zarzamora en grandes colonias, sino por ser vectores de virus. Estos adquieren fácilmente resistencia a insecticidas por lo que al eliminar a sus enemigos naturales las poblaciones pueden incrementarse de forma importante.

Para monitorear las poblaciones, es necesario revisar los brotes tiernos y el envés de las hojas de zarzamora en busca de colonias de individuos de color verde-amarillento (Rebollar y Pineda, 2009)

3.9.2.12. Trips: *Frankliniella occidentalis* (Pergande) y *Thrips* sp. (Thysanoptera: Thripidae)

Los adultos y ninfas se alimentan en las flores y el fruto en formación. La presencia de altas poblaciones de trips en las flores (>30/flor) se asocia a un retraso del crecimiento de las drupeolas. Las drupeolas pueden permanecer de color verde o simplemente no desarrollarse. La falta de desarrollo de las drupeolas en diferentes áreas del berry da origen a una forma irregular del fruto con drupeolas de diferentes tamaños. Frutos con los daños descritos no tienen calidad y no son aceptados en el mercado de consumo.

El monitoreo de trips se realiza sacudiendo los racimos florales sobre una hoja blanca de papel u otra superficie que permita contarlos directamente. También se puede colocar trampas de color blanco o azul impregnadas con aceite para realizar un monitoreo indirecto (Hoddle et al., 2002 citados por Rebollar y Pineda, 2009). No existe un umbral de acción definido para zarzamora. En fresa una población de más de 10 trips/flor se usa como umbral de acción para evitar daños por bronceado de la fruta. Se requieren más estudios para determinar la relación entre los niveles poblacionales y porcentaje de deformación de los frutos (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.3. Enfermedades

3.9.3.1. Virus

Mundialmente entre las especies cultivadas y silvestres del género *Rubus*, se han reportado 33 enfermedades causadas por virus, 15 de estas se han encontrado en Norteamérica. Poco se conoce acerca de daños por virus en zarzamora en nuestro país; sin embargo, algunas sintomatologías observadas en el estado de México y Michoacán sugieren la presencia de enfermedades virosas, sin que aún se hayan reportado epidemias que pongan en riesgo la producción.

En Michoacán los estudios para la detección de virus en zarzamora están en proceso. Mientras tanto, siendo Arkansas una de las fuentes más importantes de cultivares para México incluyendo materiales de Brasil y otros países de Sudamérica, cualquier importación de

material debe ser cuidadosamente revisado para no poner en riesgo a la industria Mexicana, mientras se genera información propia de nuestro país (Rebollar y Pineda, 2009).

Los virus que se han encontrado afectando a la zarzamora, provocando diversas alteraciones a la planta en otros países y su relación virus-vector se puede observar en el cuadro número 3 (Ellis *et al.*, 1991):

Cuadro 3. Relación de virus reportados en el cultivo de zarzamora en USA.

Nombre del Virus	Tipo de transmisión
Complejo del mosaico de la frambuesa	Por áfidos
Chino de la hoja de la frambuesa	Por áfidos
Mosaico del pepino	Por áfidos
Clorosis de la nervadura de la frambuesa	Por áfidos
Nepovirus europeo	Por nemátodos
Mancha anular del tomate	Por nemátodos
Enanismo de la Frambuesa	Por polen
Zarzamora Calico	Desconocida o por dispersión natural
Virus Mosaico de la Manzana	Desconocida o por dispersión natural
Enrollamiento de la hoja de la cereza	Desconocida o por dispersión natural

Fuente: Converse R. H. 1991. In Compendium of Raspberry and Blackberry Diseases and Insects.

3.9.3.2 Bacterias

3.9.3.2.1. Agalla de la corona: *Rhizobium radiobacter* (ex *Agrobacterium tumefaciens*)

Esta bacteria permanece en el suelo cuando se quitan las cañas dañadas y puede persistir en el campo durante al menos un año, o un tiempo mucho más largo si grandes cantidades de residuos de raíces infectados permanecen en el suelo (Ogawa, 2000).

En campo aparecen agallas o tumores en la base de las cañas y en las raíces, inicialmente son de color cremoso y de consistencia blanda y esponjosa y posteriormente oscuras, de consistencia leñosa y deformes. En la base de las cañas se observan grandes masas de tejido deforme al nivel del suelo de más de 15 cm de diámetro. Como consecuencia, las plantas pueden exhibir un pobre crecimiento, se rajan e incluso pueden secarse, los frutos son poco desarrollados y no tienen calidad. Generalmente, los tumores están asociados con heridas en los tallos provocadas por agentes naturales o biológicos. En observaciones de campo se ha visto que la enfermedad se asocia con la presencia del barrenador de la corona. Las larvas de este insecto perforan la base de la caña y corona. La enfermedad es más severa en cañas en producción (Rebollar y Pineda, 2009).

La bacteria sobrevive en el suelo e infecta la base de las cañas y raíces a través de aberturas naturales y heridas ocasionadas por insectos, podas, labores culturales, rupturas o daños por heladas y aberturas naturales. El viento y la lluvia juegan un papel importante en la diseminación de la bacteria, especialmente durante el verano, cuando se presentan los daños mayores. Sobre la superficie de los tumores se concentra la mayor cantidad de bacterias, las cuales se desprenden de tumores secos y desintegrados por acción de la lluvia o el viento. Una vez que la bacteria infecta, en 3 a 4 semanas se observan los primeros síntomas, dependiendo de las condiciones ambientales. La enfermedad se favorece con temperaturas entre los 15 y 22°C (Agrios, 2005). Para su control se recomienda realizar aplicaciones quincenales de *Agrobacterium radiobacter* dirigidas a los brotes en crecimiento y al momento de la apertura floral (Ogawa, 2000). Para el manejo de los canceres ocasionados por bacterias en frutillas recomiendan destruir las plantas con agallas o tumores y hacer aplicaciones con caldo bordelés cuando inicien las lluvias y repetir el tratamiento 4 semanas después en las plantas cercanas al punto de infección. También mencionan que aplicaciones con cobre pueden ser efectivas (Antonelli *et al.*, 2008).

Se debe tomar en cuenta lo observado en las parcelas de Michoacán en cuanto a que la bacteria aprovecha las heridas en la planta y que el barrenador de la corona puede estar asociado con esta enfermedad, así que sería recomendable también buscar las coronas dañadas por el barrenador y destruirlas y realizar un tratamiento en las plantas cercanas al punto de infestación (Rebollar y Pineda, 2009).

3.9.3.3. Hongos

3.9.3.3.1. Moho gris: *Botrytis cinerea* (Pers.:Fr.)

La pudrición por *Botrytis cinerea*, quizá sea una de las enfermedades más ampliamente dispersa y con gran número de hospedantes, atacando flores, frutos, brotes y follaje. Es una enfermedad de mucha importancia en los Estados Unidos de Norteamérica, Canadá, Irak, Japón y la India (Horst, 1991; Agrios, 1996).

Las flores son muy susceptibles a la infección. Los primeros síntomas se observan en la superficie de las mismas, las cuales muestran un color café y posteriormente se secan. La enfermedad avanza rápidamente hacia los pedicelos de la frutilla. En los frutos aparecen manchas de color blanco y los bordes de la infección no están claramente definidos, posteriormente se forman lesiones blandas y cuando se presenta alta humedad, éstas se cubren de un micelio gris claro y esporas de color gris más oscuro. Finalmente el fruto se momifica (Ellis *et al.*, 1991; Rebollar y Pineda, 2009).

El agente causal de la enfermedad es el hongo *Botrytis cinerea* (F. sexual *Botryotinia fuckeliana*, sin. *Sclerotinia fuckeliana*). En el cultivo *B. cinerea* produce esclerocios aplanados de color negro de 1-5 mm de diámetro (Montesinos et al., 2000). Genera abundante micelio gris y varios conidióforos largos y ramificados que presentan células apicales redondas que portan racimos de conidios (Agrios, 1996). Los conidios son unicelulares, hialinos a cenicientos, ovales de 8-121 x 11-15 μm ., y se producen sobre estructuras globosas recubiertas de esterigmas cortos (Montesinos et al., 2000).

El hongo libera fácilmente sus conidios cuando el clima es húmedo y luego éstos son diseminados por el viento (Agrios, 1996). El micelio del hongo requiere de un clima húmedo y de temperaturas entre los 18° a 23° C para que se desarrolle adecuadamente, produzca conidios, libere, germinen sus esporas y produzca infección (Agrios, 1996). Inverna como micelio y/o esclerocios sobre o dentro de los residuos de cañas viejas, hojas caídas y frutos momificados. Las esporas se dispersan por el viento, se depositan en las partes florales. También infecta hojas, tallos y frutos; sí la superficie es húmeda y las condiciones son favorables para la germinación de esporas (18-23 °C), el hongo infecta pero permanece latente (sin mostrar síntomas) a medida que el fruto se desarrolla. Próximo a la madurez, el hongo se activa; los conidios germinan, penetran e invaden los tejidos, desintegrando las células a su alcance (necrotrófico), ocasiona las pudriciones sobre las cuales se desarrollan conidióforos y conidios que forman el moho gris, se liberan de nuevo y atacan otras plantas o frutos (Agrios, 1996; Rebollar, 2010 comunicación personal).

La mayor parte de las infecciones en zarzamora y frambuesa ocurren vía partes florales, por lo que Rebollar (2010 comunicación personal) recomienda que esta característica debe ser considerada para el manejo de la enfermedad. Para prevenir la enfermedad es conveniente evitar los excesos de humedad ambiental y condensaciones (Mendoza, 1993). Gutiérrez (1988) indica que la prevención de la enfermedad depende de una buena ventilación y del mantenimiento de la humedad relativa por debajo del 60%.

El inóculo primario de *Botrytis* siempre está presente en el campo como conidios. Es crucial proteger las flores sensibles cuando las condiciones meteorológicas son favorables para la infección, porque una vez que el inóculo está presente en campo, es muy difícil controlar la enfermedad y es difícil proteger las flores contra *Botrytis cinerea*. Durante el período de floración, nuevas flores abren casi todos los días y la zonas de destino para las aplicaciones de fungicidas son muy pequeñas y no están expuestas. La mayoría de los fungicidas sistémicos no se acumulan en concentraciones suficientes en la parte sensible de las flores (Ngugi y scherm, 2006). Dos manejos innovadores se han aplicado a este problema.

En el primer enfoque, abejas u otros polinizadores fueron utilizados como portadores de la agentes de control, lo que permite el uso efectivo fungicidas que persisten sólo durante un corto período de tiempo, tales como agentes de biocontrol (Dedej *et al.*, 2004). Los polinizadores pueden visitar constantemente nuevas flores, proporcionándoles la protección tan pronto como se abran. En el segundo manejo también se han estudiado tratamientos electrostáticos, que incorporan la fuerza electrostática para aumentar la transferencia de masas de bacterias viables de *B. subtilis* sobre la superficie estigmática de las flores de arándano. La densidad de población del agente de control biológico sobre el estigma es depositada con aerosoles electrostáticamente cargados y superado 4,5 veces la cantidad depositada por las aspersiones hidráulica convencionales (Law y Scherm, 2005).

Tratamientos con temperaturas alternas de 42 y 48 °C por tres horas después de la cosecha, 0° C por una noche y permanencia de los frutos a 20°C por tres días han dado buen resultado en el control de hongos postcosecha en frutos de fresa (Civello *et al.*, 1997).

La enfermedad se controla eficazmente mediante tratamientos en precosecha y postcosecha con Benzimidazoles (Tiabendazol, Benomilo, Carbendazim, Tiofanato metil, etc.), o Dicarboximidas (Vinclozolina, Clozolina, Iprodiona y Procimidona) (Montesinos y Cambray, 2000). También se recomienda hacer aplicaciones preventivas con Captan o con Fenhexamid o una mezcla de ambos cuando las condiciones para el desarrollo de la enfermedad sean favorables; aplicaciones tempranas durante la etapa de botones florales hasta la caída de los pétalos en intervalos de 14 días con Iprodiona y la mezcla de Cyprodinil más fludioxonil (SWITCH®) han dado buenos resultados (Antonelli *et al.*, 2008).

Sin embargo; es importante tener en cuenta que *B. cinerea* es un patógeno que puede crear resistencia a fungicidas sobre todo a los sistémicos cuando se usan continuamente, por lo cual recomienda no usar el mismo producto o productos similares por más de dos ocasiones consecutivas; así como hacer rotación de fungicidas, uno sistémico y uno de contacto o asperjar una mezcla de éstos (Mendoza, 1993 y Antonelli *et al.*, 2008)

3.9.3.3.2. Tizón de brotes: *Colletotrichum gloesporioides* (Penz)

Los daños inician en la punta de los brotes tiernos a manera de manchas café claro y oscuras que posteriormente invaden rápidamente las hojas recién formadas del brote hasta que pierde turgencia y muere. En los racimos florales también aparecen manchas café oscuras de forma oval a irregular que llegan a cubrir los receptáculos de las flores y causar su muerte. El centro se hunde adquiriendo un color café rojizo y posteriormente grisáceo con los bordes púrpuras. Estos daños pueden convertirse en cánceres de tamaño considerable

que pueden constreñir los cargadores y ramas y secarlas posteriormente (Rebollar-Alviter *et al.*, 2008).

En cuanto al manejo de *Colletotrichum* se recomienda hacer aplicaciones preventivas con productos de contacto como Captan, Ziram (pero no realizar aplicaciones tardías después de la tercer semana de floración), fosetyl-Al (y recomiendan tener cuidado de no mezclarlo con productos que contengan cobre), o realizar aplicaciones con productos sistémicos como Pyraclostrobin, Boscalid o una mezcla de los 2 anteriores o aplicar azoxystrobin; pero no hacer 2 aplicaciones consecutivas con productos con el mismo modo de acción (Antonelli *et al.*, 2008).

3.9.3.3.3. Mildiú vellos o secamiento del berry: *Peronospora sparsa* (Berk.)

El mildiu del género *Rubus* sp. se encuentra presente en casi todas las áreas de producción del mundo, pero no es muy común su infección. En Nueva Zelanda esta enfermedad es extremadamente importante. Se han reportado severas pérdidas en otros frutos menores incluidos los híbridos de zarzamora y el arándano rojo en California, Washington y Reino Unido (Gluber, 1991). En México estudios recientes realizados por Rebollar y colaboradores informan de la presencia de esta enfermedad en las zonas productoras de zarzamora en el estado de Michoacán (Rebollar-Alviter *et al.*, 2009). La enfermedad puede encontrarse en hojas, pecíolos, pedicelos, cáliz, frutos y en las primocañas de zarzamora y cultivares de arándano rojo. En especies muy susceptibles y bajo condiciones favorables, el hongo puede extenderse sistémicamente por toda la planta, provocando severas pérdidas como resultado de la infección en los pedicelos y los frutos, el cual ocasiona que los frutos se sequen y se partan rápidamente. Las plantas son particularmente susceptibles a la infección durante su propagación en viveros (Gluber, 1991).

El mildiu aparece primero en las hojas como una decoloración amarillenta en la superficie de estas, las cuales pronto cambian su coloración a rojo-púrpura. Las lesiones son usualmente angulares y limitadas por las nervaduras. En algunos cultivares, el síntoma en las hojas es muy característico por las manchas de coloración púrpura, las cuales generalmente se extienden a lo largo de las venas laterales. En la superficie de las hojas bajas se observa que aparecen directamente áreas de color rosa debajo de las manchas. Masas de esporas se producirán solamente en la superficie de las hojas bajas e irán tornándose inicialmente blanquecinas pero con la luz comenzaran a ponerse grises hasta secarse con la edad.

Las infecciones sistémicas provocan daños más severos como la distorsión de los tejidos con coloraciones rojizas. Las hojas infectadas con el paso del tiempo, muestran las manchas con los márgenes de un color amarillo brillante y el centro café. Los chupones que se originan de las plantas infectadas también muestran los mismos síntomas. Las cañas y frutos infectados también desarrollan manchas irregulares rojizas en la epidermis. En infecciones severas las hojas frecuentemente caen prematuramente, los frutos pierden su brillo y lucen opacos. En infecciones tempranas los frutos verdes son inducidos a su maduración prematura, estos entonces se marchitan y se secan rápidamente. Si llevan infectados un gran período de tiempo frecuentemente se parten en dos y ambas partes comienzan a arrugarse y/o marchitarse. Los estudios realizados en Michoacán y en Nueva Zelanda muestran que la ausencia de síntomas en hojas no indica que las plantas estén libres de la enfermedad (Rebollar-Alviter, *et al.*, 2008).

El agente causal del mildiu en el género *Rubus* sp. es el oomycete *Peronospora sparsa* Berk., basándose en la presencia de un esporangio y el tamaño de sus oosporas. *P. sparsa*; se sabe causa el mildiú del rosal fue reportado por primera vez el cultivo de zarzamora (*Rubus* sp.) en México por Rebollar-Alviter, *et al.*, en el año 2009. Este patógeno es un parásito obligado. La hifa intercelular es cenocítica y hialina. El hongo produce haustorios filamentosos en el tejido mesófilo de las hojas y en las capas exteriores del parénquima de hojas y cañas.

Los esporangióforos de *P. sparsa* miden 490-600 X 4-6 μm de ancho y 300- 465 μm de longitud. De ramificación dicotómica 3 a 4 veces y se extienden 12-16 μm de longitud, son delgados y estrechos. Cada par de ramificaciones se curvan hacia el interior y una de ellas es reflejada. Los esporangios (18-24 X 16-20 μm) son ovoides a elipsoides y de color amarillo pálido; puede estar presente ocasionalmente un pedicelo corto en esporangios separados. Las oosporas miden de 22-30 μm de diámetro y tienen una pared hialina; no existen reportes de su presencia en campo de ejemplares en Europa, pero han sido observados cuando se inoculan hojas in-vitro (Gluber, 1991).

El mildiú se presenta más comúnmente en áreas de producción templadas y húmedas. Es más agresivo en climas húmedos y en temperaturas de 18-22° C. Aunque Rebollar (2009, 2010 comunicación personal) reporta que en la zona productora de zarzamora en el estado de Michoacán, las mayores incidencias de la enfermedad se han presentado en temperaturas entre los 15 y 22° C con humedades superiores al 85%. Estas condiciones se cumplen durante la temporada de lluvias y hasta Octubre y Noviembre en algunas zonas de Michoacán como Atapan, Los Reyes, Tangancícuaro y Ziracuaretiro. El patógeno inverna como micelio dentro de las raíces, coronas y cañas. Cuando los chupones comienzan a brotar en primavera *P.*

sparsa está presente en el ápice de las cañas, infectando nuevos brotes y a las nuevas hojas. Las hojas infectadas de las primocañas comenzaran a esporular, pero las hojas de frutos laterales infectados pueden ser fuente de inóculo para nuevas infecciones. Las infecciones sistémicas en hojas requieren de condiciones de humedad cuando las hojas se están desarrollando. Se puede observar la esporulación en follaje muy denso cerca de las cañas, donde la humedad es intensa. Las malezas con abundante follaje favorecen el desarrollo de la enfermedad en los brotes nuevos o en los frutos laterales (Gluber, 1991).

Gluber (1991) recomienda utilizar material libre de la enfermedad y se deben evitar las plantaciones en terrenos donde se tenga conocimiento que existieron infecciones de la enfermedad. Se deben destruir hospedantes alternos como rosales y zarzamoras silvestres. Además de remover los chupones y malezas para reducir la humedad en la base de la planta, ya que se estará ayudando a prevenir las condiciones favorables para que ocurra la infección. Las cañas viejas deben ser removidas y destruidas inmediatamente después de la cosecha para reducir las fuentes de inóculo.

Las aplicaciones de fungicidas durante la primavera protegen de posibles infecciones el nuevo follaje, flores y frutos en desarrollo. Con aplicaciones de fungicidas sistémicos como el metalaxyl, utilizado en plantaciones de *Rubus* comerciales de California y Nueva Zelanda se han obtenido los mejores resultados de control. Desde que el mildiu ha desarrollado en otros cultivos resistencia al metalaxyl, es importante que este fungicida no sea utilizado para tratamiento en los viveros; de otra manera el riesgo de selección y diseminación de nuevas cepas de *P. sparsa* con resistencia a este grupo químico al que pertenece el metalaxyl (benzimidazoles) puede ser sustancialmente incrementada (Strik, 1996).

Para el manejo de oomycetes en frutillas recomiendan hacer aplicaciones con productos como fosetyl-Al (recomiendan tener cuidado de no mezclarlo con productos que contengan cobre o con surfactantes), o realizar aplicaciones con productos como el mefenoxam o ácido fosforoso u otros fosfitos (y recomiendan tener cuidado de no mezclarlo con productos que contengan cobre o no mezclarlo con fertilizantes foliares) (Antonelli *et al.*, 2008).

3.9.3.3.4. Cenicilla polvorienta: *Podosphaera aphanis* (Wallr.) = *Sphaerotheca macularis* (Lind.)

Esta enfermedad ataca hojas y frutos de zarzamora, crece en la superficie de la hoja y afecta severamente a los frutos (Alford, 1980). En campo se observan inicialmente manchas verde pálido sobre el haz de las hojas. En el envés estas manchas pueden manifestar la presencia de polvillo (donde se desarrolla en micelio, conidios y conidióforos) blanco. Las

hojas manifiestan una deformación de la lámina foliar, y se enrollan hacia el haz. En infecciones severas, las hojas tiernas y brotes, pueden adquirir una forma alargada de “cola de rata”. Como consecuencia de las infecciones los brotes tiernos y cargadores pueden detener su crecimiento (Rebollar y Pineda, 2009).

Aunque no se han realizado estudios en relación a la epidemiología de la enfermedad en zarzamora en México, es muy probable que en nuestras condiciones el hongo sobreviva como micelio sobre las yemas y brotes tiernos (Rebollar y Pineda, 2009). Este hongo produce abundante micelio superficial con haustorios dentro de las células epidermales del hospedero, los conidióforos producen conidios ovales unicelulares en cadenas y durante el otoño se forman cleistotecios café rojizos (Mukerji, 1968).

La presencia continua del cultivo favorece su permanencia todo el año en diferentes partes de la planta. Una vez que se dan las primeras infecciones, la enfermedad se incrementa rápidamente debido a los múltiples ciclos de infección. La enfermedad se ve favorecida por temperaturas cálidas y ambiente con baja humedad relativa. La cenicilla es común a partir de Noviembre y su incidencia y severidad se incrementa durante los meses de Marzo a Mayo (Rebollar y Pineda, 2009).

Para el manejo de esta enfermedad es importante promover una buena aireación dentro de la plantación y remover los restos de las podas y cosecha para evitar en lo posible la fuente de inóculo. Muchos de los fungicidas pertenecientes al grupo de los inhibidores del ergosterol han mostrado buen efecto contra la cenicilla. El Triadimefón, Bupirinato y Fenarimol han dado un buen resultado para su control (Ellis *et al.*, 1991).

3.9.3.3.5. Necrosis o muerte de yemas florales

Un problema de sanidad cuya causa aun al día de hoy se desconoce, es el llamado “necrosamiento de yemas” que afecta al cultivo casi cada año aunque con una incidencia variable. Actualmente se ha integrado un proyecto interdisciplinario de investigación para determinar la(s) causa(s) del mismo y encontrar una solución que disminuya las pérdidas que ocasiona en la productividad (Calderón *et al.*, 2009).

El problema se presenta en campo inicialmente como una necrosis en las yemas florales (Fig. 4), estas detienen su crecimiento y se secan lo que provoca un posterior “aborto” de las yemas en estadios muy tempranos; los pequeños botones florales aparecen pero presentan un amarillamiento y posterior necrosamiento que termina también con su falta de desarrollo y su muerte (Fig. 5), lo cual resulta en laterales fructificantes con muy pocos frutos o con una producción nula.

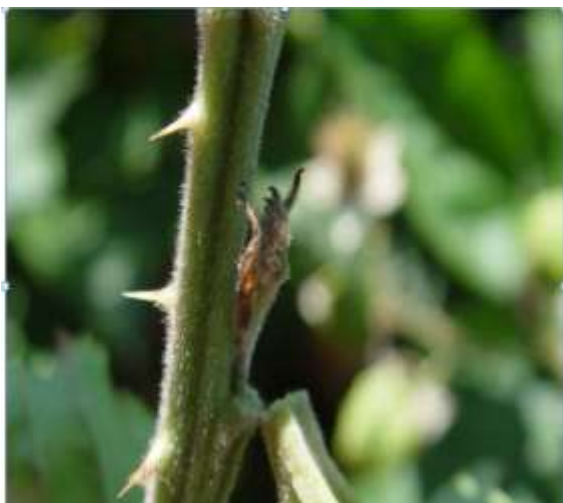


Fig. 4. Yema floral necrosada de zarzamora (*Rubus* sp.) cv. Tupy (izquierda) y **Fig. 5.** Botón floral necrosado de zarzamora (*Rubus* sp.) cv. Tupy (derecha).

3.9 Antecedentes de la necrosis de yemas florales

3.10.1. Factores fisiológicos y nutricionales asociados a necrosis de yemas florales

3.10.1.1. Necrosis Primaria de yemas en vid

En el cultivo de la vid en Australia, se presenta una necrosis de yemas, la cual consiste en que el brote de la yema central (la principal de tres yemas individuales) se daña o muere, aunque los brotes secundarios pueden desarrollarse para compensar la pérdida. La muerte de la yema principal se denomina Necrosis Primaria de Yemas (PBN). Aunque los brotes secundarios pueden brotar, a menudo los racimos de fruta no producen o son más pequeños lo que resulta en la pérdida de rendimiento. Visualmente las yemas necróticas son similares a las yemas sanas, por lo que se dificulta la detección en campo a simple vista de este problema. Los síntomas observados en la yema central principal bajo microscopio son yemas necróticas (muertas) con una apariencia café y deshidratadas o secas comparadas con las laterales, las cuales están verdes. Las posibles causas de la PBN se atribuyen al deterioro de los procesos fisiológicos o de desarrollo y está generalmente asociado con un aumento del crecimiento de la yema. Pero la causa principal es desconocida.

Se publicó un estudio que tuvo como objetivos evaluar la distribución de la PBN, determinar el tiempo y el desarrollo de la NPB y recomendar opciones adecuadas de control en los viñedos de Australia. Muchos viñedos mostraron una alta incidencia de necrosis de yemas, hasta 70% de yemas necróticas detectadas al sur de Australia. La PBN es un

desorden fisiológico que causa la muerte de las yemas. La PBN se produjo cerca del periodo de floración, coincidiendo con la diferenciación de las yemas, y se incrementó con la llegada del invierno. El vigor excesivo contribuyó a los altos niveles de la PBN, y estuvo relacionado con la producción natural de la hormona de crecimiento, el ácido giberélico (GA₃). La posición de las yemas, los niveles de poda y el riego influyeron en la incidencia de la PBN, en el que podas severas y escasez de agua llevaron a una alta PBN. Una poda equilibrada es necesaria para (1) reducir la incidencia de la PBN, (2) reducir el vigor excesivo y (3) alcanzar el objetivo de rendimiento deseado con una calidad satisfactoria (Rawnsley y Collins, 2005).

El alto vigor puede disparar la intensidad, el riego excesivo, la sombra, niveles altos de ácido giberélico y la reducción de hidratos de carbono en la yema han sido asociados con necrosis de yemas, el crecimiento vigoroso de los brotes, expresados en diámetro del tallo, la longitud de los entrenudos, se ha asociado con una alta incidencia de la PBN. Se demostró que la PBN fue mayor en los brotes más de 12 mm de diámetro y en el cv. Queen, ya que las cañas con diámetro superior a 10 mm fueron significativamente más delgadas. Sin embargo, en el cv. Kyoho, no se encontró asociación entre el vigor y la PBN. La correlación entre el vigor y la incidencia de PBN puede estar asociada con un rápido crecimiento de los brotes en primavera. Un rápido aumento en el crecimiento se relaciona con niveles elevados de hormonas de crecimiento que causan el desarrollo anormal de tejido. Se demostró que el nivel de severidad de la PBN es directamente proporcional a la longitud de los brotes y/o el adelgazamiento. La longitud y el adelgazamiento de los brotes incremento la incidencia de la PBN en el cv. Shiraz, en el que la eliminación de brotes promueve mayor vigor en los brotes restantes (Rawnsley y Collins, 2005).

El Ácido giberélico (GA₃s) es una hormona de crecimiento producida naturalmente por las plantas, que afecta la división y elongación celular en tallos y hojas. Los niveles de GA₃s son más altos en los brotes de crecimiento vigoroso que en los brotes de crecimiento regular, sobre todo después de la floración. Lo cual sugiere que los altos niveles de GA₃ en los viñedos vigorosos inducen la PBN. El GA₃ se suele aplicar a la vid para aumentar el tamaño de los frutos. Se demostró que causa un aumento de la PBN, cuando se aplica antes o poco después de la antesis, pero tiene poco efecto cuando se aplica después de la floración. Las yemas fueron insensibles a la necrosis inducida por el AG₃ en seguida de la diferenciación de yemas. Cuando se aplicó antes de la floración, la PBN se encontró en la parte inferior del tallo, mientras que la aplicación después de la floración causó una mayor incidencia de PBN en los

brotos más altos a lo largo de los brotes. Ya sea aplicado o producido de manera natural, la cantidad de GA3 en la vid puede influir en la incidencia de la PBN (Rawnsley y Collins, 2005).

La fecundidad y la incidencia de la PBN se ve afectada por la penetración de la luz en el dosel, las plantas de vid sombreadas tuvieron menos racimos debido a un menor porcentaje de brotes fructíferos. Los viñedos con sombra tienen una mayor incidencia de PBN que las vides no sombreadas en los cultivares susceptibles, pero esto también puede estar directamente correlacionada con el crecimiento vigoroso. Los carbohidratos son esenciales para el crecimiento y la multiplicación mitocondrial durante los procesos de inducción floral y crecimiento vegetativo de la raíz. Análisis de los hidratos de carbono mostraron que las vides sometidas a la sombra tenían niveles bajos de sacarosa, glucosa, fructosa y almidón y una mayor incidencia de la PBN. La baja luminosidad puede causar una reducción de los recursos de hidratos de carbono e impedir el suministro a la yema. Esto puede afectar negativamente al desarrollo de la yema axilar. A pesar de que bajos niveles de carbohidratos se han atribuido a la PBN, se desconoce lo que las concentraciones de almidón o azúcar contribuyen a la susceptibilidad de la necrosis de yemas primaria. Los niveles de hidratos de carbono pueden ser un factor que contribuye, pero no la causa principal de la PBN (Rawnsley y Collins, 2005).

3.10.1.2. Necrosis de yemas en los brotes laterales de grosella negra (*Ribes nigrum* L.)

Se hizo un primer reporte de necrosamiento de yemas en Grosella negra en Escocia, el cual menciona que la falla de que muchas yemas laterales en dormancia no broten la primavera siguiente es el resultado de la longitud de los brotes de la grosella negra y se ha atribuido con frecuencia a lesiones en los meristemos durante el invierno. Sin embargo, cuando las yemas a lo largo de los brotes se disectaron antes de la llegada del invierno, un oscurecimiento interno severo se pudo observar en muchas de ellas. Las yemas laterales se forman en las axilas de las hojas durante la primavera y el verano anterior. Inicialmente son vegetativas, pero la extensión de brotes y un cambio en los resultados del fotoperíodo resulta en el desarrollo inicial de las flores (Gill, 1985). Esto se produce a finales de junio en el este de Escocia.

Las flores se forman sobre un racimo primario, aunque en condiciones favorables de crecimiento racimos secundarios adicionales, con menos flores, también se pueden formar. Con el fin de seguir el desarrollo de la necrosis, fueron tomadas muestras de 25 brotes laterales a intervalos regulares y todos fueron disectados. Los dos cultivares comerciales más

importantes, Baldwin y Ben Lomond, fueron examinados. La lesión del tejido meristemático se observó primero en el cv. Ben Lomond. Sólo pocos brotes fueron afectados inicialmente, pero luego el número aumentó rápidamente durante un período de 10-15 días. Después de este tiempo, hubo pocos cambios en el número de brotes dañados, aparte de un aparente declinamiento a finales del invierno lo cual provocó problemas en el reconocimiento de las yemas muertas y desaparecidas que habían fracasado debido a la necrosis. En el cv. Baldwin, las lesiones comenzaron más tarde y el aumento en el número de yemas afectadas se produjo a una tasa más baja.

El daño a las yemas se inicia en los racimos, pero puede extenderse a las hojas y estas comienzan a deformarse. Por lo general, todas las flores iniciales en medio de una yema lateral están muertas, aunque una o dos flores basales del racimo primario o racimos completos secundarios no se vean afectadas. Cuando el daño es intenso el brote entero puede morir y con frecuencia se caen durante el período de letargo dejando un trozo característico de tejido adherido al vástago. Externamente es difícil distinguir entre las yemas sanas y necróticas, aunque estas últimas son a menudo más pequeñas donde se ha detenido su crecimiento, y el color de las escamas puede ser más pálido. La distribución de las yemas afectadas, dentro de la planta fue muy variable, y también hubo grandes diferencias en la incidencia de yemas afectadas entre los sitios y las fechas de evaluación.

Los intentos de encontrar un agente causal demostraron no tener éxito, y todo pareció indicar que se trata de un desorden fisiológico. La necrosis similar que se produce en otros cultivos con tejidos de rápido desarrollo, por ejemplo, el pardeamiento interno de las col de Bruselas y el corazón negro del apio, se han atribuido a las deficiencias de nutrientes localizados, sobre todo de calcio (Gill, 1985).

3.10.1.3. Nutrición mineral en la caída de yemas florales en chabacano

El buen estado nutrimental de los frutales al entrar en letargo, pudiera ser importante para una mejor defensa de las yemas florales a condiciones adversas. En el cultivo del pistachero (*Pistacia vera* L.) se ha determinado que el fenómeno de la caída de yemas florales no es afectado por factores ambientales, sino por nutrimentos, particularmente por competencia de carbohidratos (Armas et al., 2002). La alta concentración de azúcar reduce el punto de congelación y previene la formación de hielo en la vacuola, protegiendo por lo tanto a los árboles del daño por frío. Los frutales de hueso (*Prunus* sp.) como son el chabacano, cerezo, durazno y ciruelo europeo se sabe tienen requerimientos de reposo diferentes, durante la brotación en la primavera, cuando la actividad es mínima, algunos elementos que han

estado almacenados en los tejidos del tallo o de la raíz se vuelven disponibles para el desarrollo rápido de las yemas florales y/o yemas de brotes vegetativos.

Se realizó un estudio en el año 2002 para conocer el efecto de la nutrición mineral al suelo con la fórmula 40-20-20 de N-P-K, en árboles de 4 años de la selección 17-10 en árboles de Chabacano (*Prunus armeniaca* L.) sobre la floración, amarre de frutos y la caída de yemas florales; mostró que la fertilización fraccionada puede ayudar a una mayor floración (2 o 3 aplicaciones), la cual se presentó principalmente en ramas delgadas (> 3.0 mm de diámetro) en comparación con ramas mayores que 8.0 mm de diámetro. Lo contrario ocurrió con la caída de yemas florales, la cual fue significativamente mayor en ramas gruesas (91.9 %) que en ramas delgadas (7.67%) (Armas *et al.*, 2002).

3.10.1.4. Conexión vascular y otros factores que influyen en la caída de yemas florales de chabacano

Un estudio realizado para conocer los factores que influyen en la caída de yemas florales de chabacano Donra y selección CP-90-5C mostró que la conexión vascular entre el tallo y la yema atravesando el pedicelo y el receptáculo hasta llegar a cada uno de los verticilos del primordio (estructura de la yema) floral fue normal. El trabajo tuvo como objetivo estudiar la conexión vascular de las yemas florales durante el letargo debido a que algunos autores como Ashworth y rowse (1982; Madeira y Guedes, 1991; citados por Armas *et al.*, 2006) consideran que la muerte o caída de yemas florales en chabacano y varias especies en esta época sean por posible falta de conexión vascular. En la mayoría de los cortes de yemas que estudiaron también observaron necrosis en los sépalos, pétalos y en el receptáculo del primordio floral; esta necrosis al parecer es debida a la presencia de hongos y aunque estos no se observaron en los tejidos reproductores, quizá también la necrosis en ellos tengan el mismo origen que la de los otros verticilos (Armas *et al.*, 2006).

Otro objetivo fue analizar la germinación del polen, debido a que otro problema durante la floración, es el alto porcentaje de caída de flores, posiblemente por falta de fertilización o fecundación debido a la falta de germinación de polen, lo que ocasiona irregularidades en la producción del fruto. El cv. Donra tuvo un alto porcentaje de caída de yemas florales bajo las condiciones climáticas del Estado de México, mientras que la selección CP-90-5C fue irregular en su producción por la caída de yemas florales. En las observaciones llevadas a cabo en ambos cv., encontraron que durante el letargo, las estructuras reproductoras (pistilo y anteras) resultaban dañadas, este daño al parecer es la señal que estimula la formación de la capa de abscisión en la base de las yemas, la cual siempre ocurre en el mismo sitio. La abscisión de

yemas no fue inmediata, sino que permanecen adheridas, en la mayoría de los casos, hasta iniciada la brotación vegetativas, la cual acelera fuertemente la caída de las yemas. La necrosis de anteras y pistilos fue más común durante Diciembre, particularmente en el cv. Donra. Por lo que concluyeron que la caída de yemas florales en chabacano cv. Donra y CP.90-5C no pudo ser atribuida a la falta de conexión vascular, ya que los haces vasculares no mostraron daño aparente (oclusión, necrosis u otros síntomas) (Armas *et al.*, 2006).

3.10.1.5. Aborto de yemas florales en peral

Insuficiencias en los requerimientos de horas frío de especies frutales se pueden mostrar como anormalidades tales como extensas o tardías brotaciones de yemas, deformaciones de los órganos florales, etc. También existen reportes de que un inadecuado cambio en la acumulación de horas frío resulta en severas anormalidades fisiológicas y anatómicas, incluyendo la deformación y abscisión de las yemas florales que pueden reducir la producción de los frutales. El aborto de yemas en Peral ocurre durante el período que antecede a la formación de botones florales enseguida de que las yemas rompen la dormancia. Las yemas abortadas son anormalmente pequeñas, sus brácteas protectoras están secas, y los primordios florales internamente se observan secos y necróticos. Estas características son particularmente evidentes en la primavera cuando algunas yemas detienen su desarrollo debido a la pérdida de la flor primaria (Nakasu *et al.*, 1995).

Un estudio realizado para conocer los posibles factores asociados al aborto de yemas florales del Peral Asiático y Europeo, en Brasil, mostró que el grado de aborto de yemas florales estuvo en función de la acumulación de horas frío. Es bien sabido que las yemas necesitan acumular ciertos requerimientos de horas frío durante su periodo de dormancia en el invierno para que ellas puedan desarrollarse la siguiente primavera. El aborto de yemas florales en chabacano ocurre en grandes porcentajes seguido de la poca acumulación de horas frío. El aborto de yemas pudo haber estado influenciado por la frecuencia o extensión de las fluctuaciones bajas de temperatura antes de que las yemas comenzaran su desarrollo. Los altos niveles de aborto de yemas ocurrieron cuando existieron periodos de altas temperaturas seguidas de un repentino descenso de la temperatura. Por lo que sus datos demostraron en todos los cultivares evaluados, en lo concerniente al origen o los requerimientos de acumulación de horas frío produjo aborto de yemas florales. Sin embargo, el estado fisiológico exacto de las yemas florales cuando ocurrió el aborto es desconocido, así como también se desconoce el efecto de los patógenos en el aborto de yemas florales, ellos sugieren que investigaciones adicionales en esta área son necesarias (Nakasu *et al.*, 1995).

3.10.1.6. Aborto de brotes laterales en kiwi

Se realizó un estudio para determinar porque el número de entre nudos por brote es altamente variable en el Kiwi y si está influenciado por el genotipo y por las condiciones del medio ambiente. Encontraron que todas las yemas en crecimiento comienzan la organogénesis antes del brote de las mismas. Durante el desarrollo de los brotes, el número de phytomeros inicial para cada meristemo apical esta correlacionado con el número de fitomeros expandido y por la longitud de los entrenudos. El aborto de brotes es precedido por una cesación del crecimiento y no por la muerte del meristemo apical, pero en los tejidos de la zona sub-apical ocurre una necrosis. Para la mayoría de los genotipos estudiados, la probabilidad del aborto de brotes fue alta durante la expansión de la preformación de las partes del brote. Bajas temperaturas durante la temprana estación del cultivo resultan en una alta probabilidad del aborto de brotes. Y concluyeron que la organogénesis y el aborto de brotes están controlados independientemente. Todas las yemas tienen el potencial de comenzar a desarrollarse. Las condiciones pueden incrementar el crecimiento temprano y predisponer a altos porcentajes de aborto de yemas en Kiwi (Foster *et al.*, 2007).

3.10.1.7. Regulación de la diferenciación floral en kitchie: *Longan*

Un estudio realizado para conocer la regulación de diferenciación de yemas florales en Litchi (*Dimocarpus longan*) mostró que la morfogénesis de meristemos apicales y axilares es un proceso independiente de la presencia de hojas en algunas inflorescencias. Las inflorescencias axilares se desarrollaron cuando los foliolos fueron removidos y la yema terminal paro de crecer. La aplicación de Ethephon incrementó los niveles de cytokininas y las concentraciones de Ácido Abscísico (ABA) y disminuyo la concentración del Ácido giberélico o giberelina (GA3). Es decir, el porcentaje de floración es alto después de las aplicaciones de ethephon debido a que las concentraciones de cytokininas y del ABA promueven la morfogénesis para la diferenciación de yemas florales mientras que las altas concentraciones de GA3 la inhiben (Jindan *et al.*, 2001). Es generalmente aceptado que las giberelinas inhiben la floración. Estos resultados son similares a los reportados en ciruelo. En su estudio sugiere que las GA3 inhiben la floración inicial pero promueven la diferenciación de las yemas en Logan. Bower *et al.*, (1990 citado por Jindan *et al.*, 2001) reportan que bajas temperaturas y la aplicación de promotores para la biosíntesis del ABA en raíces y flores. En el estudio de diferenciación floral en litchie se encontró a diferencia de otros tipos de frutales que las cytokininas se encontraron cuando la inflorescencia aparecieron, sugiriendo que esta sustancia influencia la diferenciación de yemas florales en Logan (Jindan *et al.*, 2001).

3.10.2. Antecedentes fitosanitarios asociados con necrosis de yemas

3.10.2.1. Problemas fitosanitarios en yemas originados por enfermedades

3.10.2.1.1. Necrosis primaria de yemas en vid en Australia

La necrosis y muerte de yemas a menudo se confunde con la infestación de ácaros y enfermedades causadas por hongos. Los ácaros se alimentan predominantemente dentro de las escamas externas de la yema o en el tejido interno de las yemas. Aunque los ácaros pueden causar daños considerables que conducen a la posible muerte de la yema, existe poca evidencia para sugerir que los ácaros causan la PBN. Asimismo, las enfermedades por hongos o bacterias no causan la PBN. El hongo *Diaporthe perijuncta* (antes *Phomopsis* tipo 1) se asoció con la brotación tardía y muerte de yemas, pero esto resultó ser falso (Rawnsley et al., 2002). Las prácticas culturales y las condiciones ambientales parecen jugar el papel más importante en la determinación de la incidencia de necrosis de yemas en lugar de las plagas y enfermedades (Rawnsley y Collins, 2005).

3.10.2.1.2. Especies de *Botryosphaeria* asociadas con necrosis en vid

Aunque las especies de *Botryosphaeria* se sabe causan canchales y muerte regresiva en muchos hospedantes leñosos, su importancia en la vid había sido ampliamente ignorada. Las especies de *Botryosphaeria* Ces. & De not., son saprófitas, parásitos u hongos endófitos sobre una amplia gama de hospedantes como son monocotiledóneas, dicotiledóneas y gimnospermas. Varias especies de *Botryosphaeria* se han reportado en vid (Phillips, 2002).

A menudo se les considera como saprófitos, pero algunos han demostrado ser patógenos. Se encontró que *Botryosphaeria stevensii* era la causa de una enfermedad llamada "brazo negro muerto" (Millholland, 1991 citado por Phillips, 2002) y se considera que *B. dothidea*, es un importante patógeno que causa una pudrición en la maduración de frutillas, mientras que *B. dothidea* (como *Botryosphaeria ribis* Gross y Duggar) causa una pudrición en los racimos de uvas en Taiwán. Filho et al. (1995 citado por Phillips, 2002) reportaron que *B. dothidea* causa el cancro del tronco de la vid en Brasil. Phillips (1998) encontró que *B. dothidea* es la causa de la exocoriosis en los viñedos Portugueses y que algunas cepas virulentas causan una muerte progresiva del tallo.

Más tarde un estudio publicado para dar a conocer a las especies de *Botryosphaeria* asociadas con enfermedades de la vid en Portugal, mostró que tres especies estuvieron presentes, a saber, *B. parva* (registrada como *B. dothidea* en un trabajo anterior de Phillips en 1998), *B. lutea* y *B. obtusa* fueron regularmente asociadas con muerte descendente del tronco

y con la necrosis de yemas. *Botryosphaeria parva* fue el más común y ampliamente distribuida entre las 3 especies. *Botryosphaeria dothidea* fue aislado de yemas necrosadas y en ocasiones, del rayado marrón de la madera. Estos datos indican que *B. parva* se asocia con muchos de los síntomas que están normalmente relacionadas con la infección por otros hongos en el declinamiento de la vid. Aunque las cepas más virulentas fueron de *B. parva*, las cepas menos virulentas fueron las especies predominantes (Phillips, 2002).

La patogenicidad de *Botryosphaeria obtusa* (Schw.) ha sido durante mucho tiempo objeto de controversia. En la mayoría de estos reportes, la patogenicidad no fue comprobada. Los aislamientos probados por Phillips (1998) fueron débilmente patogénicos y fueron considerados como parásitos secundarios o saprofitos. En Norte América se ha reportado que *B. obtusa* es causa una importante mancha en la hoja, cancro y podredumbre en frutales, mientras que en Inglaterra y Nueva Zelanda es principalmente un patógeno secundario asociado con ellos, pero no necesariamente la causa principal. A pesar de esta diferencia parece que son la misma especie. No se ha establecido si la diferencia en la patogenicidad se debe a la presencia de cepas más virulentas en América del Norte, o si las condiciones son más propicias para el desarrollo de la enfermedad. Por lo que es posible que *B. obtusa* sea un grupo heterogéneo de especies que difieren en su patogenicidad, o que dentro de la misma especie, existan diferentes razas (Phillips, 2002).

3.10.2.1.3. *Cladosporium tenuissimum* causando muerte de panículas de mango en México

Bautista-Baños y colaboradores (2007) reportaron la presencia de *Cladosporium tenuissimum* en panículas de mango cv. Haden en la Costa de Guerrero, Estado de México y Michoacán.

3.10.2.1.4. Antracnosis o tizón de las cañas (*Elsinoe veneta*) en frambuesa (*Rubus idaeus*)

En los brotes jóvenes del cultivo de frambuesa aparecen pequeñas manchas de color púrpura con el centro gris, las lesiones se tornan color marrón rojizo y se vuelven vasculares. El hongo que causa el tizón de brotes (*Elsinoe veneta*) a menudo entra por las heridas hechas a la planta durante la cosecha. Viejas infecciones pueden dañar las cañas laterales fructificantes. Para ver las lesiones vasculares, primero se debe raspar la corteza. Cuerpos fructíferos diminutos de color negro a menudo se forman cerca de la herida. Las yemas en los brotes infectados no crecen en la primavera siguiente (Antonelli *et al.*, 2008).

3.10.2.1.5. *Cercospora rubi* en el desarrollo de yemas florales de zarzamora

El arrocetado, causado por el hongo *Cercospora rubi*, es una importante enfermedad en el sureste de Estados Unidos. Esta enfermedad reduce severamente la producción de zarzamora, y su manejo ha sido erróneo debido al limitado conocimiento de la relación planta-patógeno. Un estudio realizado para conocer este patosistema; permitió estudiar los tejidos de las yemas florales sintomáticas y asintomáticas de zarzamora desde el inicio de la floración hasta la senescencia. El desarrollo del hongo fue examinado bajo Microscopio electrónico de Transmisión y de barrido. Estos estudios revelaron la íntima asociación entre su hospedante y el patógeno; ya que este no penetra hasta que los tejidos de su hospedante no han muerto. Pero *C. rubi* estuvo presente en yemas florales asintomáticas desde el inicio de la floración hasta la senescencia. No encontraron diferencias morfológicas entre las yemas sanas. La necrosis fue observada en yemas sintomáticas desde los 6.0 mm de diámetro hasta su senescencia (Lyman *et al.*, 2004).

3.10.2.2. Problemas fitosanitarios en yemas originados por plagas

Los ácaros de la familia Eriophyidae son de cuerpo alargado y segmentado, se alimentan de plantas cultivadas y son conocidos como ácaros de las yemas, ácaros minadores, o agalladores, dependiendo del tipo de daño que causan. A diferencia de la araña roja solamente tiene 2 pares de patas y son muy largos en la porción posterior de su cuerpo, los cuales se arrastran y pueden dañar los tejidos por donde se mueven. Son muy pequeños, por lo que su identificación morfológica es difícil o casi imposible, pero sin embargo, con frecuencia puede basarse en el hospedero o en la apariencia de los tejidos de la planta y los daños que ha ocasionado. Se alimentan casi exclusivamente de plantas perennes, a diferencia de la araña roja que muestra un alto grado de especificidad con sus hospederos. Sus preferencias por un hospedero en particular, los llevan a una tendencia predecible de causar ciertos síntomas en su hospedero, lo que simplifica la identificación de las especies de Eriophyidos. Aunque hay varios cientos de Eriophyidos descritos, relativamente pocas especies se consideran serias plagas (Mellott y Krantz, 2003).

La invasión a los tejidos por ácaros de las yemas puede resultar en la parcial o completa disminución del desarrollo de las yemas, o un anormal incremento en el tamaño de las mismas. Ejemplo de esto son el ácaro de las yemas de las grosellas *Phytoptus avellanae* (Nat.) y *Cecidophyopsis vermiformis* que se alimentan entre las hojas y las yemas florales de su hospedero, causando que las yemas infestadas se hinchen y muchas veces tengan un tamaño anormal, destruyendo la capacidad para desarrollarse totalmente. Como las yemas se

deterioran a finales del invierno o principios de la primavera, abandonan a estas en numerosas colonias, colonizando o invadiendo nuevas yemas en desarrollo que se encuentran cercanas. La alimentación del ácaro del berry rojo *Acalitus essigi* (Hassan), trae como consecuencia la falla en la maduración de las drupeolas de zarzamora. Por otro lado el desarrollo de frambuesas y loganberries puede disminuir a principios de la temporada debido a la alimentación del dryberry mite *Phyllocoptes gracillus* (Nat.) (Mellott y Krantz, 2003).

Además de los típicos daños en hoja, brotes y lesiones en los frutos, algunas especies de eriophyidos pueden causar la "escoba de bruja" (desarrollo de brotes laterales), agallas en las flores, el acortamiento de los entrenudos, o el desarrollo secundario de pelos en las hojas. Un gran número de especies se han descrito simplemente como "vagabundos de las hojas", ya que el daño que causan no está asociado con síntomas distintivos. El ácaro del enchinamiento del trigo, *Eriophyes tulipae* K., una plaga menor de trigo en el oeste de Oregon, se ha registrado como un problema de almacenamiento, donde se alimenta entre las capas del tejido de la cebolla, en el tulipán, o en los brotes de ajo. Las especies del género *Trisetacus* atacan una variedad de coníferas, causando lesiones a las agujas, en los botones florales y en los frutos. Los ácaros Eriophyidos son los transmisores más importantes de virus fitopatógenos. *E. tulipae* es un transmisor del rayado rojo del maíz, mancha de trigo, virus del mosaico rayado del trigo en el este de Estados Unidos, mientras que *Cecidophyopsis ribis* (West W.), el ácaro la yema de la grosella, transmite la reversión de grosella, en el estado de Washington (Roberts *et al.*, 1993; Mellott y Krantz, 2003).

3.10.2.2.1. Ácaro del berry rojo (*Acalitus essigi* Hasssan) en el cultivo de zarzamora

Algunos artrópodos fitófagos a menudo muestran altos niveles de especificidad a determinados sitios en su planta hospedera. No sólo se especializan en lo que respecta a los taxones de plantas donde se alimentan, sino que también tienden a estar asociados a determinadas partes de las plantas. Esto es especialmente entre grupos, como los ácaros, donde el tamaño y la movilidad son limitantes. Este ácaro es una plaga de las zarzamoras cultivadas. *A. essigi* (Hassan) se encuentran bajo grietas y hendiduras en las brácteas de las yemas, entre las axilas del pedicelo de botones florales o incluso en los frutos maduros. Es de tamaño microscópico, aproximadamente 6 mm de largo. Está relacionado (Antonelli *et al.*, 2004, 2008) con la enfermedad conocida como "Redberry mite". Aunque el problema del "Redberry mite" también puede ser causado por otros factores tales como la polinización pobre o alguna enfermedad fúngica (Davies, 2002a).

Si no es controlado adecuadamente, puede ocasionar pérdidas que van desde 10 a 90% de la producción. Este ácaro puede propagarse de unas pocas cañas de un año a porciones considerables en toda la superficie cultivada en la temporada siguiente. Las drupeolas de los frutos infestados por este ácaro no se desarrollan con un color normal. Por lo general son de color verde o rojo brillante, y el resultado es un fruto no comercializable. Algunos frutos pueden ser parcialmente afectados. En este caso sólo una parte de la baya madura. Los ácaros pasan el invierno en las escamas de los folíolos, o en las yemas, donde están bien aislados y protegidos de bajas temperaturas. El interior de las yemas infestadas por los ácaros pueden ser minadas profundamente. Esto podrá causar la brotación débil de las yemas la temporada siguiente. A principios de la temporada de cultivo, los ácaros viven en los folíolos y alrededor de las flores. Conforme las flores y frutos se desarrollan, los ácaros se reproducen entre las drupeolas, particularmente cerca de la base y alrededor del núcleo. El número de ácaros en un solo fruto cercano a la madurez puede variar de cerca a más de 100. La plaga es más agresiva en variedades de maduración tardía, especialmente sin espinas. También infesta variedades tempranas y otros cultivos como a la frambuesa. Debido a que el ácaro es pequeño y tiende a buscar sitios bien protegidos, el control debe ser estricto y oportuno. El mejor momento para aplicar el control es cuando los nuevos brotes con yemas tengan 5-15 cm de longitud (Antonelli *et al.*, 2004, 2008).

Se publicó una investigación que dio a conocer la distribución y patrones de agregación de *Acalitus essigi* (Hassan) en el cultivo de zarzamora europea (*Rubus fruticosus* agg.) en Tasmania, Australia. El ácaro *A. essigi* (Acari: Eriophyidae) vive y se alimenta entre las yemas de varias especies de zarzamora silvestres y cultivadas (Lillo y Duso, 1996). La zarzamora es una planta que sufre importantes cambios estacionales en su morfología y tiene un espacio complejo y cambiante en su arquitectura que se exige una adaptación por fitófagos especialistas. Los investigadores analizaron si hay diferencia en los patrones de distribución en relación a la morfología de su hospedero, o si existen preferencias de movilidad por la disponibilidad de este a través del tiempo (Davis *et al.*, 2002).

La zarzamora europea resultó ser un refugio para esta plaga. Sus microhábitats fueron, las brácteas o axilas de las hojas en las primocañas y en las floricañas; así como también en brácteas de las yemas. Se encontraron fluctuaciones evidentes en la población dentro de los diferentes microhábitats, durante las diferentes etapas de desarrollo del cultivo. A partir del verano al invierno, las poblaciones disminuyeron de manera significativa en las brácteas de las hojas, pero aumentaron significativamente en los brotes jóvenes (floricañas o cargadores), donde se llevó a cabo más lentamente la reproducción de las colonias. Los brotes jóvenes y

las escamas de las brotes y de las yemas fueron identificados como sitios de invernación. Las poblaciones de *A. essigi* muestran una distribución agregada tanto dentro y entre las cañas de zarzamora. Dentro de las primocañas *A. essigi* se agrego en la partes bajas, 20% de la longitud de la caña. La agregación en las floricañas fue también en la parte baja, especialmente en el primer 20% de la longitud de caña. En la primavera siguiente se confirmó que *A. essigi* sale de hibernación de los brotes y coloniza nuevos brotes, principalmente en el tercio inferior de las floricañas, lo que sugiere una limitada dispersión fuera de los sitios de hibernación. Estos investigadores argumentan que factores bióticos como la edad del tejido, la morfología del microhábitat y la limitada capacidad de dispersión ambulatoria son responsables de los patrones de agregación de este ácaro (Davis *et al.*, 2002).

El conocimiento de la proporción de sexos en una población puede ser usado para propósitos prácticos tales como control biológico y conservación, estudios teóricos del ciclo de vida, dinámica de poblaciones o selección sexual. La proporción operacional de sexos (OSR), es decir, la proporción de machos y hembras listos para aparearse, es el concepto central en la predicción de la intensidad de la competencia y como compiten entre ellos (macho-macho) (West y Herr, 2002; Bessa-Gomes *et al.*, 2004).

Se realizó un estudio en Polonia para encontrar la población por sexos de 3 especies de ácaros Eriophyidos de acuerdo al grado de disociación del sexo; entre ellos *A. essigi* (Hassan), colectado de zarzamora silvestre (*Rubus* sp.). Se realizaron sus evaluaciones en: 1) las yemas de las primocañas, que se formaron durante el período de observación; 2) en los brotes que se formaron en las primocañas en el año anterior a la observación y 3) en las yemas y brotes fructificantes (debajo de las escamas de la parte basal del brote, en los pedicelos y en las flores y / o frutas), que se desarrollaron en brotes de años anteriores. Los resultados y los obtenidos por otros autores indican que existe una proporción relativamente alta de machos eriophyidos en una población (≈ 0.5), a pesar de la intensa competencia macho-macho. Pudieron observar que los machos visitan por un corto tiempo a las hembras y rara vez depositan el espermatóforo al lado de ellas. La proporción de machos de *A. essigi* en los brotes fructificantes fue afectada por 2 factores: sitio del brote evaluado y fecha de evaluación. Aunque la interacción entre estos no fue significativa. La proporción de machos fue significativamente menor en los frutos comparado con los encontrados en la base (escamas) de los brotes fructificantes o en los pedicelos. La proporción de machos fue también significativamente baja en los brotes fructificantes cuando los frutos comenzaron a ponerse rosados que durante los siguientes meses que maduraban; ya que esto sucedió a finales de otoño y los investigadores argumentan que esperaban que la proporción de machos

disminuyera debido a la mortalidad. Durante el ciclo del cultivo; observaron con frecuencia que los machos visitan a las ninfas hembras quiescentes (FQNs por sus siglas en ingles), debajo de las escamas de los brotes fructíferos. Los machos no se aparearon con las hembras, pero mostraron un marcado interés en las FQNs, golpeando sus cuerpos con las patas delanteras, aferrándose con fuerza o montándose en ellas. Los machos depositaron los espermátóforos en 2 ocasiones al lado de las FQNs (Michalska y Mánkowski, 2006). Por el contrario este tipo de comportamientos de los machos no fue observado entre las drupeolas de los frutos. En general, la hembra es el sexo en hibernación, las cuales colonizan las plantas (Lindquist y Oldfield, 1996 citados por Michalska y Mánkowski, 2006). Así en la primavera, las hembras hibernantes son las que prevalecen sobre las plantas, lo que puede dar lugar a un fuerte sesgo femenino.

Con respecto al manejo de *A. essigi* aplicaciones de cal mezclada con azufre en otoño, dan un buen control en infestaciones severas; cuando las yemas están en etapa de dormancia, o a finales del invierno cuando las yemas comienzan a hincharse. También se ha visto buen control en aplicaciones tardías cuando hay botones florales, siempre y cuando los botones florales estén herméticamente cerrados (Antonelli *et al.*, 2004, 2008). Mientras que un estudio realizado para control del ácaro de la zarzamora (*A. essigi*) mostró que aplicaciones de Polisulfuro de calcio más diazinón o más carbaryl dieron los mejores resultados para su control y se obtuvo el mejor rendimiento en la variedad “Chester” (esta variedad es muy susceptible al daño por el ácaro, en California, EE.UU.); realizando aplicaciones tardías en la etapa de floración y primeros frutos verdes hasta la aparición de los primeros frutos rosados; resultados comparados contra el tratamiento testigo. También se probó un manejo alternativo al Polisulfuro de calcio, aplicando 3 diferentes dosis de aceite agrícola (Natur'l oil®), desde la aparición de los brotes hasta la cosecha, a intervalos de cada 3 semanas. Donde el mayor rendimiento lo encontraron con la dosis de 1.2% v/v (Bolda *et al.*, 2004).

3.10.2.2.2. Ácaro de la enfermedad del secamiento (Dryberry disease) de la frambuesa: *Phyllocoptes gracilis*

Los frutos de la variedad Loganberry pueden mostrar daños que se conocen como “la enfermedad del secamiento del fruto” (Dryberry disease). Los frutos comienzan a secarse y mueren justo después de la caída de los pétalos. Los primeros frutos son los más gravemente afectados, mientras que los que aparecen en época tardía escapan a este problema. Los frutos de la frambuesa roja ocasionalmente muestran síntomas parecidos a una escaldadura por exposición al sol. Este daño y el secamiento del fruto puede ser causado por el dryberry

mite, *Phyllocoptes gracilis*. Algunos productores reportan pérdidas del 40%. Los daños a la frambuesa roja son muy comunes en los Valles de Skagit y Snohomish en Washington, EE. UU. El ácaro del secamiento del fruto inverna en colonias, parcialmente oculto por las yemas. En las colonias a menudo se encuentran de 50 a 60 ácaros. Estos ácaros viven y se alimentan en el exterior de los frutos en desarrollo, en contraste con el ácaro del berry rojo (*A. essigi*) en zarzamora, que se oculta debajo de las escamas de las yemas y entre las drupeolas de los frutos (Antonelli *et al.*, 2004).

3.10.2.2.3. El rol del ácaro *Acerya (Eriophyes) mangiferae* asociado con *Fusarium* sp.. en la malformación de inflorescencias de mango

Existen diversos reportes alrededor del mundo desde la India, África, Sureste y mitad del Este de Asia y en ciertas áreas de Norte, Centro y Sudamérica de que la malformación es la enfermedad más destructiva e importante del mango (*Mangifera indica*) (Kumar *et al.*, 1993, 1992 y Ploetz, 1992, 1993, 2001 y 2002). En México se reportó por primera vez en 1958 en plantaciones de mango en los estados de Morelos, Guerrero y Veracruz (Noriega-Cantú *et al.*, 1999).

Los síntomas característicos de la enfermedad incluyen pérdida de la dominancia apical, disminución del crecimiento de las yemas, proliferación de hojas y flores, filodias e hipertrofia en las axilas de las panículas. La falta de fruta o un intensivo aborto de frutos es observada en panículas severamente dañadas (Kumar *et al.*, 1993, 1992 y Ploetz, 1992).

La enfermedad ha sido asociada con desordenes fisiológicos y desbalances hormonales (Singh *et al.*, 1989 y Singh *et al.*, 1991), y el ataque del ácaro eriophyido *Aceria (Eriophyes) mangifera* (Sayed) (Doreste, 1964), sin embargo los postulados de Koch se han cumplido para *Fusarium subglutinans* (Chakrabarti y Ghosal, 1989; Kumar *et al.*, 1993; Ploetz y Gregory, 1993 y Noriega-Cantú *et al.*, 1999) y *Fusarium oxysporum* como agentes causales de la malformación (Covarrubias, 1989 y Díaz, 1979). También *F. mangiferae* antes conocido como *F. moniliforme* J. shield. var. *subglutinans* Wollenw y Reinking, ha sido identificada como agente causal de la enfermedad de la malformación del mango (Noriega- Cantú *et al.*, 1999; Freeman *et al.*, 1999; Britz *et al.*, 2002; Ploetz, 2001, 2002 y 2003; y Marasas *et al.*, 2006).

El ácaro *Aceria mangiferae* (Acarina: Eriophyidae) vive protegido dentro de las yemas terminales y preferentemente dentro de las yemas florales en el cultivo de mango, y en las hojas jóvenes internas. Su alimentación ocasiona la muerte de este tejido joven y no permite que las yemas se desarrollen normalmente, por esta razón, las ramas terminales van quedando desnudas y sin hojas (Morales y Rodríguez 1961; Doreste, 1984; Fletchman *et al.*,

1970; citados por Noriega Cantú, 1999, Abreu *et al.*, 1987 citados por Nieves, 2005; Kumar J. *et al.*, 1993; Ploetz, 1994 y Nieves Méndez 2005).

El rol del ácaro del mango, *Aceria mangiferae*, como vector por el transporte de conidios de *Fusarium mangiferae* en sitios potenciales para el desarrollo de la infección y diseminación fueron estudiados por Gamliel-Atinsky *et al.*, 2009. Siguieron la trayectoria de los ácaros sobre su hospedante con un aislamiento de *Fusarium* marcado con una proteína fluorescente y observaron los conidios sobre su cuerpo. Ambos fueron mantenidos en condiciones asépticas y fueron puestos en las hojas cerca de las yemas apicales en plantas de mango. Los conidios fueron encontrados en las brácteas de las yemas solamente cuando ambos; los ácaros con los conidios fueron co-inoculados en la planta, demostrando que los ácaros son vectores para que los conidios lleguen dentro de las yemas apicales. Yemas de plantas de mango fueron inoculadas con conidios en presencia y ausencia de ácaros. La frecuencia y severidad de yemas infectadas fue significativamente alta en presencia de los ácaros, revelando su rol significativo en el proceso de infección del hongo. Estos resultados demuestran que *A. mangiferae* puede llevar y ser vector de conidios entre las yemas y ayudar a la penetración del hongo en las yemas pero este no juega un rol en la diseminación aérea de los conidios entre los árboles.

Aunque se conoce la epidemiología de la enfermedad, la diseminación de los conidios, los sitios localizados de la infección, modo de infección y la colonización de los tejidos de la planta, las heridas son obligatorias para que se den las condiciones para la infección (Ploetz 1993, 2001). En la mayoría de los estudios las infecciones se han formados en tejidos de la planta con heridas, asumiéndose entonces que las heridas son necesarias para la infección del hongo (Ploetz 1993; 2001 y 2003 y Westphal *et al.*, 1996). La identidad del agente causal ha sido una controversia por muchos años, el rol putativo de que el ácaro de las yemas del mango *A. mangiferae* dicen que en parte se basan en el hecho de que los ácaros eriophyidos se sabe causan una proliferación de brotes o yemas, “escoba de bruja”, y los síntomas de galerías en las inflorescencias se pueden observar en otros hospederos (Westphal *et al.*, 1996).

Además, los herbívoros pueden facilitar la infección fúngica por 2 principales mecanismos: como vectores de los propágulos del patógeno o creando heridas que sirven como sitios para la penetración del hongo (Agrios, 1991; Hatcher y Paul, 2001), y un número de estudios han reportado una asociación entre ácaros herbívoros y los conidios de hongos (Evans *et al.*, 1993 y 1998). Por ejemplo, el ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Tenuipalpidae) fue encontrado en asociación con el hongo fitopatógeno *Elsinoe fawcettii* (Bitancourt y Jenkins),

agente causal de la roña de los cítricos en el cultivo de naranja (*Citrus aurantifolia*) en Honduras, pero el significado del ácaro en la epidemiología de la enfermedad no ha sido investigada. Se requieren más estudios para determinar el rol de los ácaros herbívoros, y en particular, de los ácaros eriophyidos como vectores de patógenos de naturaleza fúngica en plantas (Evans *et al.*, 1993).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Descripción de las 5 localidades productoras en estudio

El estudio se realizó en los municipios de Los Reyes y Ziracuaretiro en el estado de Michoacán. En el municipio de Los Reyes, se tomaron muestras en la localidad de Atapan, la cual se localiza en las coordenadas 19° 39'06.39" de latitud Norte y 102° 25'48.08" de longitud Oeste, a una altura de 1,556 msnm. En la localidad de Huatarillo, la cual se localiza en las coordenadas 19° 34'04.76" de latitud Norte y 102° 27'31.75" de longitud Oeste, a una altura de 1,344 msnm, con una precipitación pluvial anual de 900 mm y temperaturas que oscilan de 15 a 31°C. En la localidad Papelillos perteneciente también a la cabecera municipal de Los Reyes, que se localiza en las coordenadas 19° 36'54" de latitud norte y 102° 29'09" de longitud oeste, a una altura de 1,288 msnm. y en el rancho Santino, perteneciente a la localidad de Atapan, el cual se localiza en las coordenadas 19° 39'04.47" de latitud Norte y 102° 28'40.90" de longitud Oeste, a una altura de 1,405 msnm, en el municipio de Los Reyes, Mich (Fig. 6).

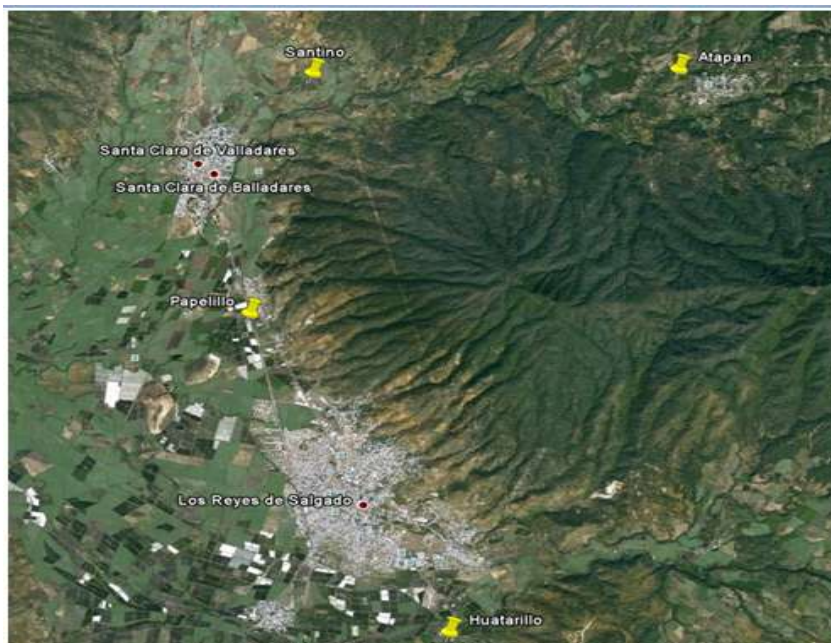


Fig. 6. Localización geográfica de las zonas de estudio (Atapan, Huatarillo, Papelillos y Rancho Santino) en el municipio de los Reyes, Michoacán.

También se tomaron muestras en la localidad de Zirimicuaro, que se localiza en la parte central del estado de Michoacán en las coordenadas 19°24'23.53" de latitud norte y 101°57'26.67" de longitud oeste, a una altura de 1254 msnm. Su clima es tropical con lluvias en verano. Tiene una precipitación pluvial anual de 1,200 mm y temperaturas que oscilan entre 8 y 37 °C (Fig. 7).

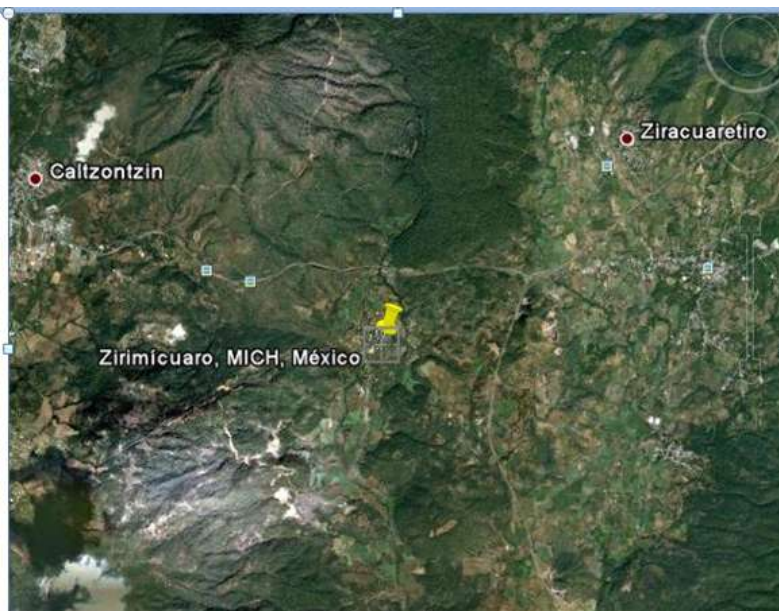


Fig. 7. Localización geográfica de la zona de estudio en Zirimicuaro en el municipio de Ziracuaretiro, Michoacán.

4.2. Colecta de las muestras y toma de datos de las cañas laterales fructificantes

Durante los meses de Febrero a Mayo del 2010 se realizaron colectas de cañas laterales fructificantes con yemas de zarzamora asintomáticas y con síntomas de necrosamiento, tomando 30 cañas laterales fructificantes de los diferentes sitios de estudio de las principales regiones productoras de zarzamora, en el estado de Michoacán, donde el problema se encuentra ampliamente distribuido. El material se mantuvo fresco en una hielera y se trasladó inmediatamente al laboratorio del Centro Regional Universitario del Centro Occidente de la Universidad Autónoma Chapingo, en Morelia, Mich. (CRUCO) para colecta e identificación de los ácaros eriophyidos asociados a las yemas y para realizar los aislamientos de los microorganismos asociados a la necrosis de las yemas florales de zarzamora.

Se tomó y se registró la medida de la longitud (cm) de cada caña lateral fructificante y cada caña se dividió en tres estratos, dividiendo el total de su longitud entre 3; se registró la longitud de la yema, el estatus fitosanitario y número de ácaros de yema, número de yemas

número botones florales y frutos por caña lateral fructificante; así como el número de ácaros eriophyidos por yema.

4.3. Colecta y toma de datos de los ácaros eriophyidos

Durante los meses de Febrero y Marzo del 2010, de las muestras colectadas se recolectaron los ácaros de las cañas laterales fructificantes con la ayuda de una aguja bajo un microscopio estereoscópico. Algunos de los ácaros encontrados en las cañas laterales fructificantes, fueron colectados y conservados en alcohol al 70% para ser enviados al Colegio de Postgraduados en Montecillo, México; con el Dr. Gabriel Otero Colina especialista del área de Acarología Agrícola para la identificación de la especie.

4.4. Organismos asociados a los ácaros de la familia Eriophyidae encontrados en las yemas de zarzamora

Los ácaros colectados de las cañas laterales fructificantes, fueron colectados con una aguja estéril y puestos en cajas petri con medio PDA (Difco, USA) para observar que hongos crecían de sus cuerpos; las cajas petri fueron selladas con parafilm y mantenidas a temperatura ambiente durante 36-48 h, tiempo después del cual se observó el crecimiento de los organismos asociados a los eriophyidos. Las colonias de hongos que crecieron fueron retransferidas para separarlas a nuevas cajas de Petri con medio PDA para proceder a su purificación. Las diferentes colonias de hongos se purificaron por la técnica de punta de hifa o mediante cultivos monoconidiales. El procedimiento fue repetido al menos en 2 ocasiones.

4.5. Aislamiento y purificación de los hongos asociados a la necrosis de las yemas

El material con los síntomas se disectó con un bisturí estéril en una campana de flujo laminar y se colocó por 1.5 a 2 min en una solución de hipoclorito de sodio al 1.5%, inmediatamente se realizó un triple enjuague con agua destilada estéril y se colocaron pequeños fragmentos del tejido de las yemas sobre sanitas estériles para retirar el exceso de humedad. Posteriormente el tejido desinfestado fue sembrado en cajas de Petri con medio PDA (Difco, USA), las cajas selladas con parafilm y mantenidas a temperatura ambiente durante 48 hrs, tiempo después del cual se observó el crecimiento de los organismos asociados a las muestras. Se procedió a hacer la transferencia de los diferentes aislamientos a nuevas cajas con medio PDA para separar y purificar las colonias. El procedimiento fue repetido al menos en 2 ocasiones. Posteriormente para los aislamientos que no produjeron conidios se purificaron por la técnica de punta de hifa; y para los que sí, se realizaron los cultivos monospóricos.

4.6. Obtención de cultivos monospóricos

Se obtuvieron de una suspensión de esporas que se preparó directamente adicionando 5 mL de agua destilada estéril sobre cada caja petri que contenía a los aislamientos previamente purificados. La suspensión inicial, que fue colectada de cada uno de los aislamientos, se vació en tubos de ensayo con taparrosca previamente esterilizados. Para obtener una mezcla homogénea la suspensión se mezcló por inversión. Con la ayuda de un micropepeta, se extrajeron 30 μL de la suspensión y fueron colocados en la cámara de Neubauer para realizar el conteo de la concentración de conidios que había en la solución madre bajo un microscopio compuesto (40X). Se hicieron diluciones seriadas de la solución madre hasta tener una concentración aproximada de 1×10^{-3} conidios /mL y se procedió a colocar una gota de 40 μL de la dilución en cajas de Petri con el medio agua-agar y se deslizo por toda la superficie de esta. Las cajas de Petri fueron observadas en el microscopio compuesto a las 12 y 15 hrs y se procedió a tomar un conidio con su tubo germinativo y se transfirió a una nueva caja de Petri con medio agua-agar para asegurar que una solo conidio diera origen a una colonia. Posteriormente las colonias puras fueron transferidas a cajas de Petri con medio PDA (Difco, USA), se invirtieron las cajas y se dejaron a temperatura ambiente para ser incubadas. Los aislamientos se trasladaron al laboratorio de Biotecnología y Bioquímica de semillas del Colegio de Postgraduados para realizar la identificación molecular.

4.7. Identificación morfológica y filogenética de los aislamientos

Para conocer las especies de los hongos asociados al necrosamiento de las yemas de zarzamora, se realizó la identificación morfológica de los aislamientos, seleccionando los aislamientos que aparecieron con mayor frecuencia en las muestras. Para lo cual se hicieron preparaciones con cada uno, en porta y cubre objetos y fueron examinados en un microscopio compuesto (40X), se observaron el tipo de micelio, tipo de crecimiento de la colonia, el color de la colonia y el tipo de estructuras formadas, usando la clave de Barnett y Hunter (1987) para los que formaron estructuras. Después de seleccionar los hongos más frecuentes, se realizó la identificación filogenética de los mismos amplificando la región ITS (espacio transcrito interno por sus siglas en ingles) de los genes ribosomales rDNA mediante la técnica de amplificación por reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Para ello se extrajo el DNA de cada uno de los aislamientos; así como de los hongos que crecieron a partir de los ácaros transferidos a cajas de Petri con medio PDA y de los eriophyidos de acuerdo al protocolo del laboratorio de Biotecnología y Bioquímica de semillas del Colegio de Postgraduados.

Para identificar las especies de cada uno de los aislamientos, se realizó la amplificación de la región del espacio ITS del DNA ribosomal (rDNA). Las extracciones de DNA de los aislamientos fueron realizadas a partir de una porción de micelio de cada uno de los cultivos puros que fue puesto en 30 μ L de buffer de lisis dentro de microtubos eppendorf e incubados a 95°C durante 5 minutos. Posterior a la incubación las muestras fueron centrifugadas a 10,000 g, por 5 min. Para la reacción de amplificación (PCR), se utilizaron los primers universales ITS4 e ITS5 (White et al., 1990). Para la Mezcla de reacción se utilizaron: 0.2 mM de dNTP's, 0.1 μ M de cada primer (ITS4 e ITS5), 2U de Green Go Taq DNA polimerasa (Promega, USA), 1x Buffer, 6.6 μ L de agua HPLC y 5 μ L de DNA total. Las condiciones de la amplificación fueron las siguientes: 94° C por 5 min para la desnaturalización inicial, posteriormente 40 ciclos a 94°C por 2 min, 55° C por 2 min, 72° C por 2.5 min, y una extensión final a 72° C por 10 min. Los productos amplificados fueron separados por electroforesis en un gel de agarosa al 1.5% adhiriendo buffer TAE a una concentración de 1X. Un marcador molecular de 1Kb fue incluido. El gel fue fotodocumentado en un fotodocumentador INFINITY- X-PRESS -30265 y visualizado con el programa Infity-cap V.15.01 para Windows Vista.

Los productos obtenidos por PCR que amplificaron bandas de DNA de aproximadamente 600 kb fueron limpiados con el kit QUIAQUICK (QUIAGEN, USA), de acuerdo a las instrucciones del fabricante y se enviaron a secuenciar a MACROGEN (USA). Posteriormente se realizó el arreglo de las secuencias. Las secuencias fueron comparadas con las secuencias depositadas en el Genbank-NCBI para conocer las especies de los hongos asociados a la necrosis de yemas florales de zarzamora.

4.8. Análisis estadístico

El análisis se realizó utilizando el paquete estadístico MINITAB V.15 (Pensilvania, USA). Los datos de la intensidad de la necrosis se expresaron como porcentaje de necrosis. Los datos se concentraron por número de caña lateral evaluada evaluado y los parámetros que fueron considerados para el análisis estadístico fueron: número de yemas, longitud de caña, número de yemas sanas y enfermas, número de ácaros en yemas sanas, número de ácaros en yemas necrosadas, número total de yemas por caña lateral fructificante, media de ácaros en yemas sanas y media de ácaros en yemas necrosadas. A fin de encontrar alguna relación entre las variables evaluadas, se hizo una prueba de medias y los valores extremos no fueron considerados para que no interfirieran con los valores reales de todo el grupo de datos. Una vez que se comprobó que la distribución de los datos correspondía a una distribución normal, se procedió a obtener la correlación entre las variables evaluadas.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Organismos asociados al necrosamiento de las yemas florales de zarzamora

5.1.1. Hongos asociados al necrosamiento de yemas

De las yemas florales necrosadas de zarzamora en los sitios de estudio se aislaron los hongos *Alternaria alternata*, *Cladosporium cladosporioides*, *C. tenuissimum*, *Epicoccum nigrum*, *Botryotinia fuckeliana*, *Glomerella cingulata*, *Phomopsis* sp., *Lasiodiplodia theobromae*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani* (cuadro 4); también se encontraron otros géneros aunque con menor frecuencia de aislamiento (cuadro 5).

Cuadro 4. Principales hongos asociados a yemas necróticas de zarzamora en 5 localidades productoras del estado de Michoacán.

HONGO	REGIÓN DE DONDE REALIZÓ EL AISLAMIENTO				
	ATAPAN	HUATARILLO	PAPELILLOS	SANTINO	ZIRIMICUARO
<i>Alternaria alternata</i>			X	X	X
<i>Cladosporium cladosporioides</i>		X	X		X
<i>C. tenuissimum</i>		X	X	X	X
<i>Epicoccum nigrum</i>	X	X	X	X	X
<i>Botryotinia fuckeliana</i>	X	X		X	X
<i>Glomerella cingulata</i>		X	X	X	X
<i>Phomopsis</i> sp.		X		X	X
<i>Lasiodiplodia theobromae</i>		X			X
<i>Fusarium oxysporum</i>					X
<i>Fusarium solani</i>	X				

Como se puede observar frecuentemente se asociaron hongos saprófitos y hongos endófitos, aunque algunos de ellos, como *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae*, *Phomopsis* sp., *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* y *F. solani* son patógenos importantes de plantas cultivadas.

Cuadro 5. Identificación filogenética de los aislamientos obtenidos de ácaros y de yemas con síntomas de necrosis en zarzamora

CLAVE COLPOS	CLAVE CRUCO	NÚM. DE ACCESIÓN ^a	IDENTIFICACIÓN	SIMILITUD	(%) COVERTURA CONSULTADA	(%) MAX. IDENTIDAD
ARA-Y1	NYZP-1	GU566303	<i>Alternaria alternata</i>	99	100	100
ARA-Y3	NYZP-3	FJ424255	<i>Epicoccum nigrum</i>	97	97	100
ARA-Y4	NYZP-4	AB369423	<i>Epicoccum nigrum</i>	95	99	100
ARA-Y5	NYZP-5	EU445294	Ascomyceto	97	99	100
ARA-Y6	NYZP-6	FN392304	<i>Epicoccum nigrum</i>	96	91	86
ARA-Y8	NYZA-2	AM412619	<i>Fusarium solani</i>	99	99	100
ARA-Y10	NYZA-4	AM412619	<i>Fusarium solani</i>	99	99	98
ARA-Y11	NYZA-5	GU566303	<i>Alternaria alternata</i>	99	100	100
ARA-Y12	NYZA-6	FN392304	Hongo endófito desconocido	98	100	100
ARA-Y13	AYZR-1	AF163078	<i>Curvularia</i> sp.	97	88	91
ARA-Y14	AYZR-2	GU566303	<i>Alternaria alternata</i>	99	100	100
ARA-Y17	AYZR-5	EU232716	<i>Alternaria alternata</i>	97	99	100
ARA-Y18	AYZR-6	FJ950743	<i>Phoma</i> sp.	99	99	100
ARA-Y19	AYZR-7	AF393724	<i>Cladosporium tenuissimum</i>	99	100	100
ARA-Y21	AYZZ-1	AM412619	<i>Fusarium solani</i>	99	100	100
ARA-Y22	AYZZ-2	GU566222	<i>Cladosporium cladosporioides</i>	99	100	100
ARA-Y23	AYZZ-3	EU232716	<i>Epicoccum</i> sp.	98	100	99
ARA-Y27	NYZS-2	HM146134	<i>Glomerella cingulata</i>	97	100	99
ARA-Y28	NYZS-3	EU232716	<i>Epicoccum nigrum</i>	98	100	99
ARA-Y31	NYZS-6	EF687916	<i>Fusarium</i> sp.	99	100	100
ARA-Y32	NYZS-7	HM146134	<i>Colletotrichum gloesporioides</i>	98	100	100
ARA-Y33	NYZS-8	EF207414	<i>Botryotinia fuckeliana</i>	99	100	99
ARA-Y35	NYZH-2	AM412619	<i>Fusarium solani</i>	97	100	98
ARA-Y37	NYZH-4	DQ235677	<i>Phomopsis</i> sp.	99	91	100
ARA-Y41	NYZH-8	FJ478103	<i>Lasiodiplodia</i>	98	100	99

			<i>theobromae</i>			
ARA-Y43	NYZZ-1	GU566303	<i>Alternaria alternata</i>	98	100	100
ARA-Y45	NYZZ-3	AF102999	<i>Phomopsis</i> sp.	97	100	99
ARA-Y46	NYZZ-4	EF423552	<i>Glomerella</i> <i>cingulata</i>	97	100	99
ARA-Y48	NYZZ-6	EU073196	<i>Fusarium</i> <i>oxysporum</i>	100	100	100
ARA-Y50	NYZZ-8	AB369904	<i>Alternaria alternata</i>	99	100	100
ARA-Y51	NYZZ-9	HM146134	<i>Colletotrichum</i> <i>gloesporioides</i>	99	99	100

a= Base de datos del Centro Nacional de Información Biotecnológica (www.ncbi.org)

NYZP=Necrosis de yemas de zarzamora de Papelillos; **NYZA**=Necrosis de yemas de zarzamora de Atapán; **AYZR**=Hongos aislados de los ácaros de Los Reyes; **AYZZ**=Hongos aislados de los ácaros de Zirimicuaro; **NYZS**=Necrosis de yemas de zarzamora del rancho Santino; **NYZH**=Necrosis de yemas de zarzamora de Huatarillo; **NYZZ**=Necrosis de yemas de zarzamora de Zirimicuaro.

Alternaria alternata

Las especies fitopatogénicas de *Alternaria* están presentes en casi todos los países del mundo mientras que otras están restringidas a áreas específicas. Las especies de *Alternaria* se caracterizan por la morfología de sus conidióforos oscuros, simples o simpodiales cortos o elongados: formados en cadenas o solitarios, típicamente ovoides u obclavados, frecuentemente afilados, de color marrón pálido o marrón. Los conidios son multicelulares con septos transversales y longitudinales; en la terminología de Saccardo se les denomina dictiosporas por la apariencia de red que les da la septación (Fig. 8). Las especies pueden ser segregadas en varios grupos de acuerdo a la catenulación; su hábitat natural es la superficie de las hojas o en plantas moribundas o en los tejidos muertos de las plantas por lo que se les considera parásitos o saprofitos (Barnett y Hunter, 1987; Deacon, 2006; Herrera y Ulloa, 2004 y Rotem, 1994).

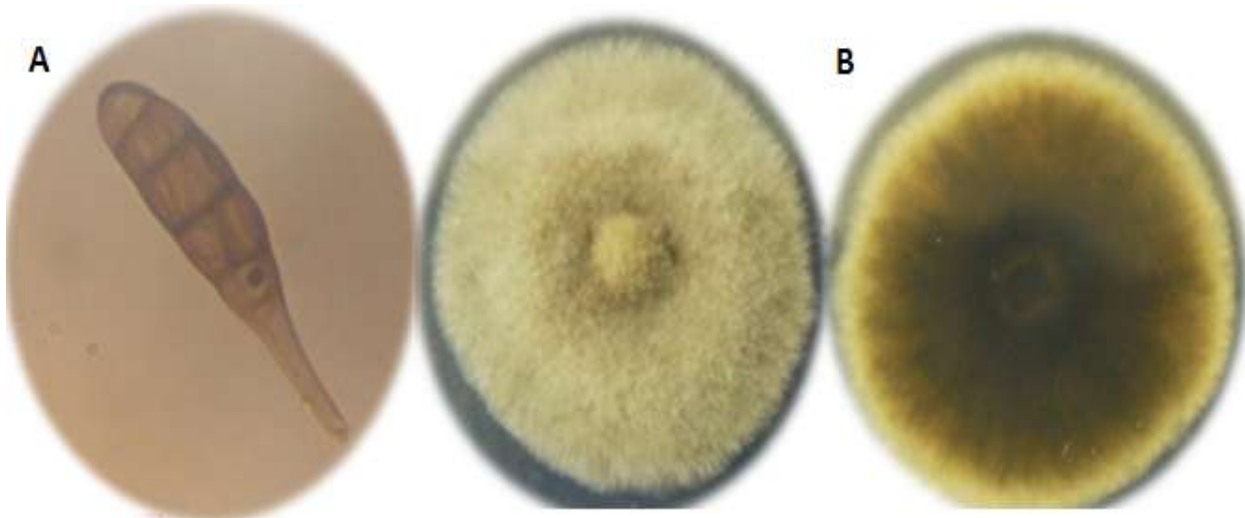


Fig.8. A. Características morfológicas de los conidios y **B.** micelio de *Alternaria alternata*.

Cladosporium cladosporioides

Colonia color verde oliváceo de consistencia algodonosa. Conidióforos largos, oscuros, ramificados cerca del apéndice en grupo o solitarios; conidios (blastosporas) oscuras, 1-2 células, de forma variable en forma y tamaño, ovoides a cilíndricos e irregulares, algunos con la forma típica de limón; frecuentemente solitarios o cadenas ramificadas acropétalas, parasítico o saprofítico en plantas (Barnett y Hunter, 1987) (Fig. 9). El hongo esporula con el mínimo de nutrimentos y cuando existe una película de agua sobre las hojas. Este hongo en condiciones saprofíticas degrada la celulosa, lo que permite que esta se haga soluble y se forme una pasta con lo que se fabrica papel y algunas pinturas espesas (Herrera y Ulloa, 2004 y Deacon, 2006).

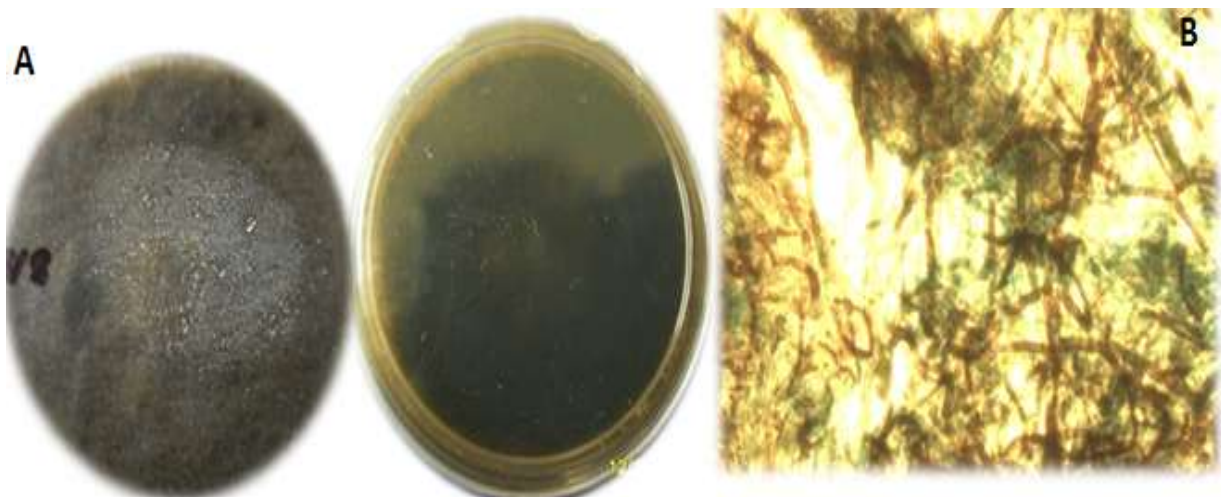


Fig. 9. A. Características morfológicas del micelio y **B.** conidios de *Cladosporium cladosporioides*.

Cladosporium tenuissimum

Micelio septado, de consistencia algodonosa gris y verde oliváceo con un margen exterior blanquecino. Los conidios son subesféricos y en forma fusiforme, de color oliváceo, con cicatrices visibles y extensiones como dentículo (Bautista *et al.*, 2007). Conidióforos largos y rectos de color oscuro, con varias ramificaciones en el ápice en forma de racimo; los conidios de color oscuro formados por una o dos células de tamaño variable, de forma ovoide a cilíndrica y algunos típicamente de forma alimonada, frecuentemente arreglados en cadena simple o ramificados de manera acropétala (Barnett y Hunter, 1987) (Fig. 10). Esta especie se sabe ha evolucionado y que es hiperparásito de hongos uredinales como *Uromyces appendiculatus* (Nasini *et al.*, 2004.). Por otra parte se reportó a *C. tenuissimum* causando necrosis de flores y en pedicelos en frutales menores y en panículas de mango cv. Haden inoculadas en la Costa de Guerrero, Estado de México y Michoacán (Bautista *et al.*, 2007).

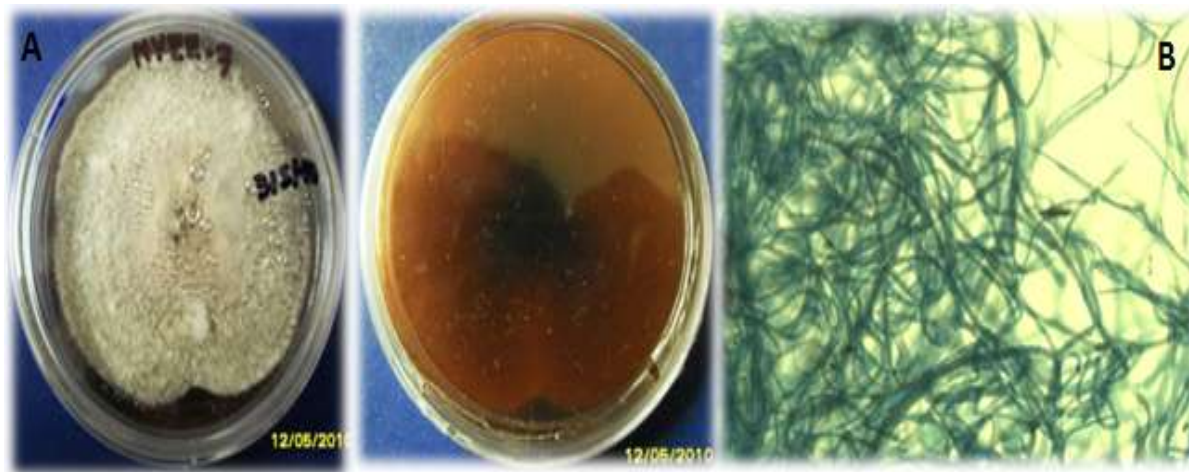


Fig. 10. A. Características morfológicas del micelio y B. conidios de *Cladosporium tenuissimum*.

Epicoccum nigrum

Esporodoquios oscuros, en forma más o menos de cojín, variables en tamaño; conidióforos compactos o separados, oscuro y corto; conidios oscuros, multicelulares, globosos (Fig. 11); la mayoría de las especies son saprofíticas o débilmente parasíticas (Barnett y Hunter, 1987). Se ha reportado a *Epicoccum* sp. como agente de biocontrol para la enfermedad de la momia del fruto y tizón de flores en árboles de Cereza en Oregón, EE. UU (Witting, *et al.*, 1991). También Hong y Michailides (2000) reportaron a esta especie como agente de biocontrol en frutales de hueso afectados por *Monilina fructicola* en huertos de California, EE. UU. También se ha reportado asociado a semillas de Amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.) en el estado de México (Moreno-Velázquez *et al.*, 2005).



Fig. 11. A. Características morfológicas de los conidios y **B.** micelio de *Epicoccum nigrum*

***Phomopsis* sp.**

Picnidios oscuros, ostiolados, imersos, errupentes, casi globosos, conidióforos simples, conidios hialinos, unicelulares o de dos tipos, ovoides o fusiformes (alfa conidios), y filiformes o curvados (beta conidios) (Fig. 12); parasíticos, causando manchas en varias partes de las plantas. Estado imperfecto de *Diaporthe* sp (Barnett y Hunter, 1987). *Diaporthe* ha sido reportado como endófito causando antagonismo contra *Phytophthora infestans* en Fraylejón (*Espeletia* sp.) en Colombia (Prada *et al.*, 2009).

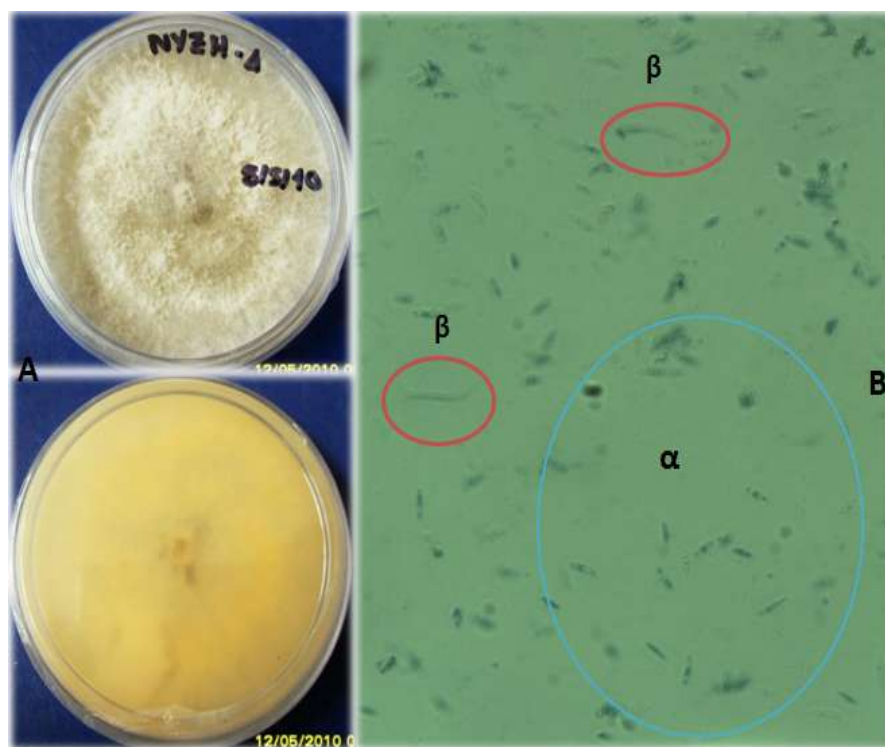


Fig. 12. A. Características morfológicas del micelio y **B.** conidios de *Phomopsis* sp.

Colletotrichum gloesporioides

Acérvulos en forma de disco o de cojín, subepidermales, típicamente oscuros, espigas o setas falcadas al final o entre los conidióforos; colonia color blanco cremoso, conidióforos simples, elongados, conidios hialinos, uni o bicelulares, ovoides a oblongos, se consideran fitopatógenos en muchos cultivos (Fig. 13) (Barnett y Hunter, 1987).

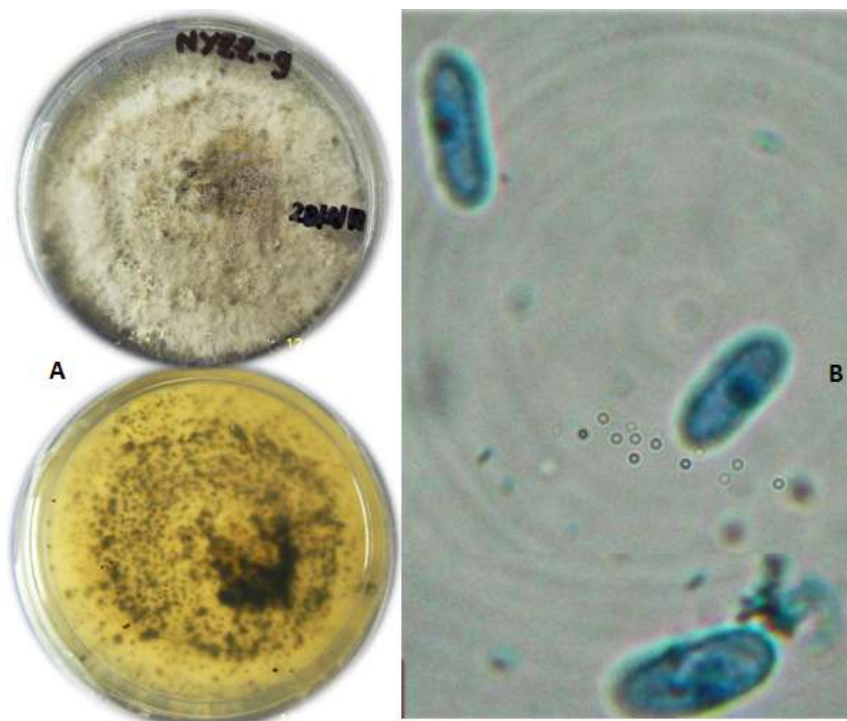


Fig. 13. A. Características morfológicas del micelio y B. conidios de *C. gloesporioides*.

Botrytis cinerea

Está reportado como uno de los patógenos más importantes causando enfermedad en las plantas. Este hongo es considerado un necrotrófico no especializado especialmente en regiones templadas del mundo; ya que ataca los tejidos jóvenes de su hospedante y los mata para poder alimentarse. Aparece primero causando tizón de brotes y ataca otras partes de las plantas y a los frutos causando la enfermedad conocida como moho gris. Una característica interesante entre otras especies de hongos es que este puede vivir como saprófito en ausencia del hospedante (Deacon, 2006). Conidioforos alargados, delgados y determinados, hialinos o pigmentados, ramificados de manera irregular en posición superior, células apicales redondeadas o alargadas, agrupados en forma de racimo, conidios hialinos o grises en masas; unicelulares, ovoides, esclerocios irregulares oscuros (Fig. 14), causa el moho gris o saprofito en otras plantas (Barnett y Hunter, 1987).

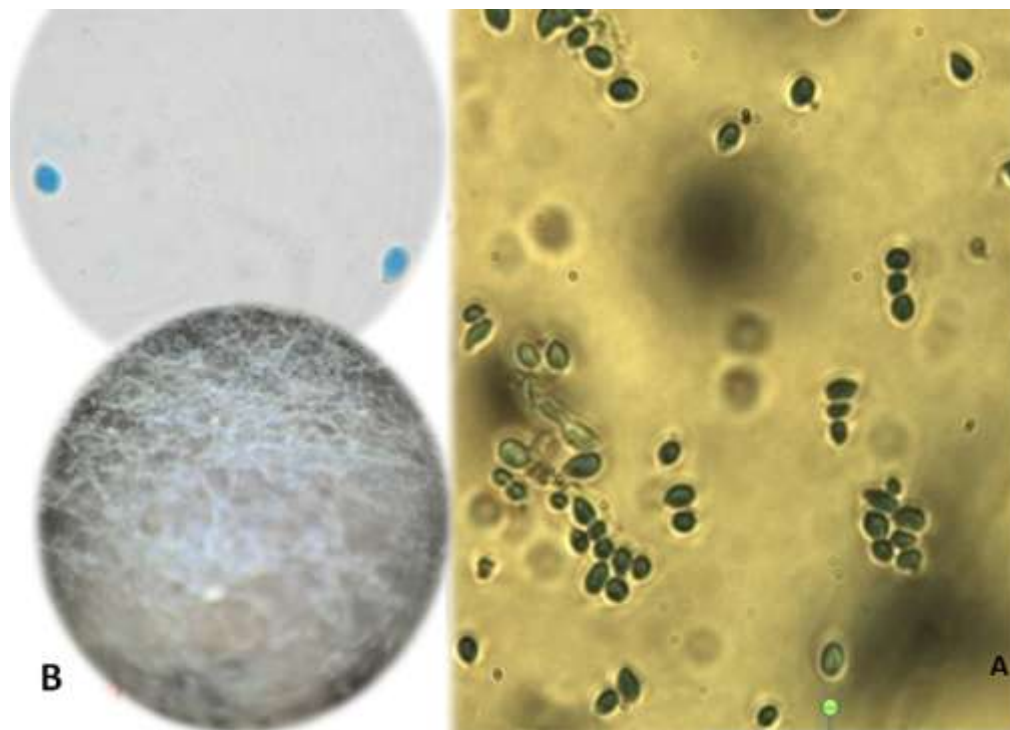


Fig. 14. A. Características morfológicas de los conidios y **B.** Micelio de *Botrytis cinerea*.

Las plantas de arándano son susceptibles a la infección de la antracnosis causada por *Colletotrichum* sp. desde la brotación de las yemas florales hasta que el fruto madura (Ehlenfeldt *et al.*, 2006; Polashock *et al.* 2005; Caruso y Ramsdell, 1995). Por su parte Rebollar-Alviter *et al.*, (2010 comunicación personal) reportan que han encontrado a *Colletotrichum gloesporioides* en los racimos florales de zarzamora causando su muerte.

Los hongos saprofitos están presentes en todos los entornos terrestres y acuáticos, aprovechando los nutrientes de las sustancias orgánicas donde están en contacto. También están presentes sobre la superficie externa de las plantas, donde utilizan las sustancias secretadas por ellas viniendo a constituir particulares zonas de cambio nutricionales con los vegetales, conocidas como rizoforáceas. Cuando las plantas y animales mueren los hongos saprofitos participan junto con las bacterias, actinomicetes y protozoos en la degradación de sus tejidos, utilizando para su nutrimento las sustancias elaboradas por las plantas. En la falta de sustancia orgánica la actividad de los hongos saprofitos en el terreno disminuyen, para dejar donde falte completamente tales materiales. En estos casos los hongos inactivos pueden sobrevivir en estructuras de resistencia como esporas, clamidosporas, esclerocios, rizomorfos. Tal condición de inactividad o fungistásis, es común en los terrenos. El estado fungistásis

puede ser fácilmente reconocido por la aportación de materiales orgánicos fácilmente degradables. Eso también sirve a los principales hongos fitopatógenos, que se pueden encontrar en el terreno en estado de quiescencia en ausencia de la planta huésped. Los hongos saprofitos que viven en el suelo son más productores de sustancias con elevadas propiedades antibióticas, que les otorga una particular ventaja hacia otros, especialmente hacia los hongos parásitos que quedan fácilmente sometidos (Pazos, 2010).

Los endófitos son organismos que durante todo o parte de su ciclo de vida invaden los tejidos internos de las plantas sin causar síntomas de enfermedad (Wilson, 1995).

Los parásitos necrotróficos son facultativos; es decir, que tienen la capacidad de vegetar en los tejidos de la planta durante una fase de su vida y, sucesivamente, quedar como saprofitos (saprotróficos), sobre los restos de la planta que mataron (necrotrófos obligados) y también sobre otros restantes arbustitos presentes en el terreno (necrotróficos espontáneos), en competición con los saprofitos (saprotróficos obligados) que allí están presentes. Hay también extremos necrotróficos localizados sobre varios órganos derivados por la presencia de infección limitada en órganos específicos, (tallos, hojas secas, brotes, yemas), o en sitios particulares. Sobre la lámina foliar se presentan manchas necrotróficas más o menos difundidas y anchas (antracnosis), que pueden ocasionar defoliaciones severas.

Existen casos intermedios en los que el parásito instalado en su hospedante pasa de una fase biotrófica a una necrotrófica y a estos organismos se les llama parásito bionecrotrófico.

B. cinerea está reportado como uno de los patógenos más importantes causando enfermedad en las plantas. Aparece primero causando tizón de brotes o botones florales y ataca otras partes de las plantas y a los frutos. Este hongo es considerado un necrotrófico no especializado especialmente en regiones templadas del mundo. Una característica interesante entre otras especies de hongos es que este puede vivir como saprófito en ausencia del hospedero. Por lo que podría pensarse que ataca a las yemas de zarzamora, pudiendo matarlas ocasionando la necrosis y posterior muerte de las mismas.

La presencia de *Colletotrichum gloeosporioides* coincide con lo reportado por Rebollar (2010 comunicación personal) causando tizón de brotes y flores de zarzamora en las regiones productoras de Michoacán.

Alternaria tenuissima (Kunze: Fr.) está asociado a un problema de yemas del arándano, y se sabe también que es un hongo fitopatógeno asociado también a otros frutales; reportado ocasionalmente, pero no ha ocasionado pérdidas significativas en las plantaciones (Polaschock *et al.*, 2005 y Ehlenfeldt, 2006).

El hongo *Diaporthe perijuncta* (antes *Phomopsis* tipo 1) se asoció con la brotación tardía y muerte de yemas en vid, pero esto resultó ser falso (Rawnsley *et al.*, 2002).

Mientras que existen reportes a nivel mundial que mencionan que la enfermedad conocida como “escoba de bruja” en el cultivo de mango es ocasionada por ciertas especies de *Fusarium* y ha sido asociada con el ataque del ácaro eriophyido *Aceria (Eriophyes) mangiferae*; los postulados de Koch se han cumplido para *Fusarium subglutinans* (Chakrabarti y Ghosal, 1989 ; Summanwar *et al.*, 1962 citados por Noriega, 1999; Kumar *et al.*, 1993; Ploetz y Gregory, 1993 y Noriega *et al.*, 1999) y *Fusarium oxysporum* como agentes causales de la malformación (Covarrubias, 1989 y Díaz, 1979). También *F. mangiferae* antes conocido como *F. moniliforme* (J. shield.) var *subglutinans* (Wollenw & Reinking), ha sido identificada como agente causal de la enfermedad de la malformación del mango (Noriega-Cantú *et al.*, 1999; Freeman *et al.*, 1999; Britz *et al.*, 2002; Ploetz, 2001, 2002 y 2003; y Marasas *et al.*, 2006).

De los ácaros que se pusieron en medio PDA, se aislaron hongos fitopatógenos, hongos saprófitos (*Alternaria alternata*), y hongos endófitos (*Cladosporium cladosporioides*, *C. tenuissimum*, *Epicoccum nigrum*). Petrini (1991) propuso tres mecanismos que explican la llegada de hongos endófitos al tejido vegetal: 1) llegada e incorporación de conidios transportados por el viento; 2) transmisión por semillas, y 3) conidios inoculados por plagas directamente en las plantas. El primer mecanismo, también conocido como transmisión horizontal, ocurre en la mayoría de los casos, predominando en plantas leñosas donde el hongo usualmente se dispersa mediante conidios (Carroll, 1990). Los científicos no han llegado a una conclusión definitiva sobre qué realmente es un endófito ni sobre el tipo de asociación que presentan con su hospedante; pero se sabe que existe la probabilidad de que

se conviertan en fitopatógenos si la fisiología de la planta o las condiciones medioambientales lo propician. De hecho existe un reporte de un estudio de *Cladosporium tenuissimum* aislado de panículas de mango (*M. indica*) y se comprobó su patogenicidad causando necrosis y muerte de yemas florales en este cultivo (Bautista *et al.*, 2007).

No existen reportes en la literatura que indiquen una asociación entre dichos hongos y los eriophyidos, sin embargo, estudios posteriores deben dirigirse a eliminar esta posibilidad a través de la inoculación de los hongos y ácaros en forma aislada y en conjunto; ya que en este estudio no se pudieron inocular los hongos para comprobar su patogenicidad en yemas sanas.

Estudios realizados por diversos autores indican que el hongo *Fusarium mangiferae* antes conocido como *F. moniliforme* (J. shield.) var *subglutinans* (Wollenw & Reinking) en el cultivo de mango (*Mangifera indica*) se ha encontrado asociado con el eriophyido *Aceria mangiferae* causando una proliferación de brotes, enfermedad conocida en México como “Escoba de bruja” (Gamliel-Atinsky, *et al.*, 2009; Marasas *et al.*, 2006; Britz *et al.*, 2002; Ploetz, 2001; 2002; 2003; Noriega-Cantú *et al.*, 1999; Freeman *et al.*, 1999; Kumar *et al.*, 1993; Ploetz y Gregory, 1993; Chakrabarti y Ghosal, 1989 ; Noriega-Cantu *et al.*, 1999). Otros estudios indican que *Fusarium oxysporum* también ha sido identificado como el agente causal de la malformación del mango (Covarrubias, 1989).

Mientras que el ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Tenuipalpidae) fue encontrado en asociación con el hongo fitopatógeno *Elsinoe fawcettii*, agente causal de la roña de los cítricos en el cultivo de naranja (*Citrus aurantifolia*) en Honduras (Evans *et al.*, 1993).

5.1.2. Ácaros de la familia Eriophyidae

En las yemas de zarzamora se encontró frecuentemente la presencia de ácaros de la familia eriophyidae (Fig. 15) en todas las zonas de muestreo, tanto en yemas sanas como en yemas necróticas (Fig. 16). Los ácaros de la familia Eriophyidae son de cuerpo alargado y segmentado, se alimentan de nuestros cultivos y son conocidos como ácaros de las yemas, ácaros minadores, ácaros agalladores o ácaros de las royas, dependiendo del tipo de daño que causan. A diferencia de la araña roja solamente tiene 2 pares de patas, su cuerpo tiene forma de torpedo por lo que son muy largos en la porción posterior de su cuerpo, los cuales se arrastran y pueden dañar los tejidos por donde se mueven. Son muy pequeños, por lo que su identificación morfológica es difícil, pero sin embargo, con frecuencia puede basarse en el

hospedero o en la apariencia de los tejidos de la planta y los daños que ha ocasionado. Se alimentan casi exclusivamente de plantas perennes, a diferencia de la araña roja que muestra un alto grado de especificidad con sus hospederos. Sus preferencias por un hospedero en particular, los llevan a una tendencia predecible de causar ciertos síntomas en su hospedero, lo que simplifica la identificación de las especies de Eriophyidos (Mellot y Krantz, 2003).

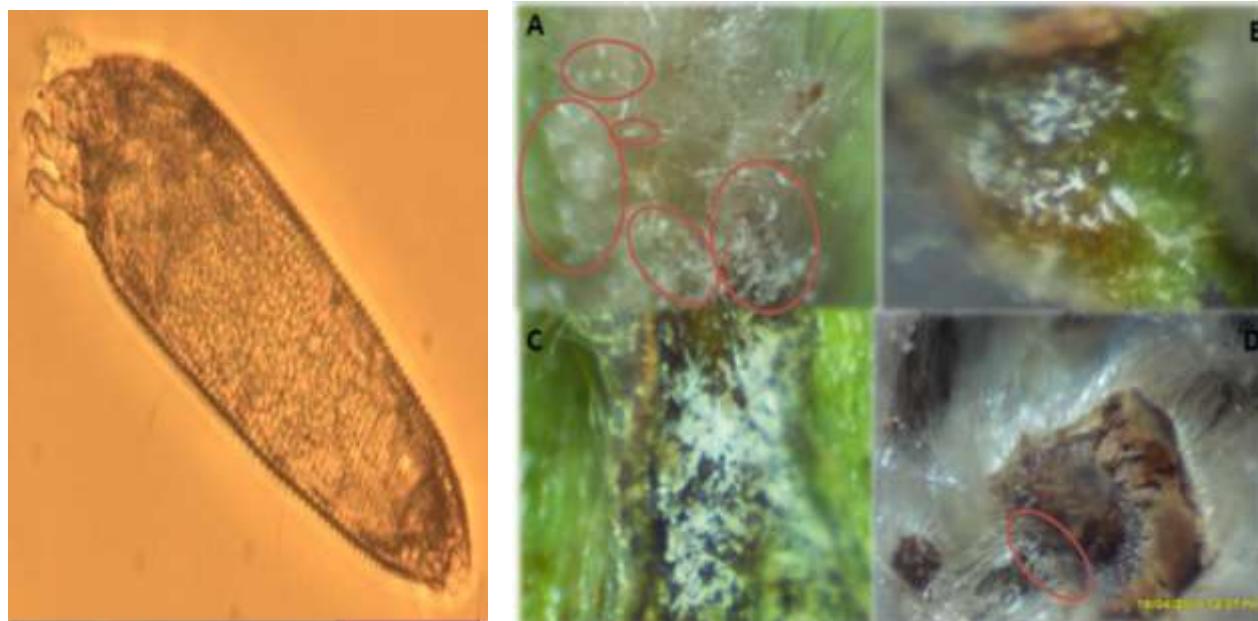


Fig 15. Ácaro eriophyido asociado a yemas de zarzamora (*Rubus* sp.) var. Tupy de Los Reyes, Mich (izquierda) y **Fig 16.** Ácaros eriophyidos observados en **A.** Yemas asintomáticas, **B.** brácteas de las yemas, **C.** yemas necróticas minadas por colonias de eriofidos y **D.** botón floral de zarzamora var. Tupy. Muestras de Los Reyes y Ziracuaretiro, Mich (derecha).

En el género *Rubus* sp. se tienen reportados a los ácaros de las yemas: *Phytoptus avellanae* (Nat.), conocido en Estados Unidos como the filber bud mite, este eriophyido se alimenta en y entre las hojas y las yemas florales y a *Cecidophyopsis vermiformis* (Nal.); ambos causan un hinchamiento de las yemas florales infestadas y muchas veces un tamaño anormal de la misma, destruyendo su capacidad de desarrollarse completamente. Como las yemas hinchadas se deterioran a finales del invierno o a principios de la primavera, los ácaros abandonan su refugio en numerosas colonias, infestando nuevamente yemas cercanas en desarrollo. En el cultivo de Grosellas se tiene reportado al ácaro eriophyido *Cecidophyopsis ribis* (West W.), conocido como currant bud mite en el estado de Washington en Estados Unidos, y su importancia radica por su transmisión del virus de la reversión de la grosella. El desarrollo del cultivo de Frambuesa e híbridos frambuesa-zarzamora puede ser disminuido a

principios de la temporada por la alimentación del dryberry mite, *Phyllocoptes gracillis* (Nal.). En el cultivo de zarzamora, reportan al redberry mite *Acalitus essigi* (Hassan) (Mellot y Krantz , 2003).

Los estudios taxonómicos en este estudio indicaron que el ácaro eriophyido encontrado en las yemas florales de zarzamora (*Rubus* sp.) en el estado de Michoacán corresponde a *Acalitus orthomera* (Fig. 17).



Fig 17. A. Vista dorsal de *Acalitus orthomera* (Eriophyidae) y **B.** Vista ventral mostrando las placas genitales. Foto: M.C. Jorge M. Valdes Carrasco. (80X)

Acalitus orthomera vive y se alimenta entre las yemas de varias especies de frambuesas y zarzamora silvestres y cultivadas; se encuentra bajo grietas y hendiduras de las brácteas de las yemas, entre las axilas del pedicelo de botones florales o incluso en los frutos maduros se ubica en la base de las drupeolas. Es de tamaño microscópico, aproximadamente 6 µm de largo (Monfreda *et al.*, 2009; Krantz y Lindqvist 1979 citados por Davies, 2002a; 2002b; Lillo y Duso, 1996; Ochoa, *et al.*, 1991;). Está relacionado con la enfermedad conocida como "Redberry mite" (Antonelli *et al.*, 2004, 2008). Al alimentarse ocasiona una madurez

heterogénea de la frutilla quedando unas partes rojas y otras oscuras con una consistencia dura. Asimismo, el fruto puede permanecer rojo brillante y no madura. Esta plaga es una de las más importantes en California (Ochoa *et al.*, 1991). El ácaro inverna en colonias, se oculta debajo de las escamas de las yemas y entre las drupeolas de los frutos. En las colonias a menudo se encuentran de 50 a 60 ácaros (Antonelli *et al.*, 2004). Aunque el problema del “Redberry mite” también puede ser causado por otros factores tales como la polinización pobre o alguna enfermedad fúngica (Antonelli *et al.*, 2008, 2004).

Las observaciones realizadas en este estudio indicaron que el ácaro se encuentra inicialmente en las yemas florales y una vez que se forma el fruto, el ácaro se mueve hacia los sépalos de las flores y posteriormente a la base de las drupeolas. Las observaciones de este estudio son similares y comparables a diversos estudios realizados en (Tasmania) Australia, Polonia y Estados Unidos respectivamente; ya que existió una tendencia de agregación en el primer tercio del lateral fructificante y un desplazamiento hacia los pedicelos de los frutos cuando estos estaban por madurar, aunque en este estudio no se le dio seguimiento a las poblaciones en los frutos; ya que ellos se enfocaron a conocer la distribución de *A. essigi* en la planta y entre las parcelas estudiadas y nuestro objetivo fue conocer a los posibles organismos asociados a la necrosis de yemas florales en zarzamora (Antonelli *et al.*, 2008, 2004; Michalska y Mánkowski 2006; Davis *et al.*, 2002^a, 2002^b).

Reportes a nivel mundial mencionan que este ácaro vive y se alimenta dentro de las yemas, pudiendo contribuir a la necrosis de las yemas florales de zarzamora (*Rubus* sp.) y su posterior muerte; así como también es posible que tenga un rol importante en el transporte de conidios de los hongos asociados; ya que indagaciones a nivel mundial demuestran que sobre el cuerpo de los ácaros eriophyidos han sido encontrados conidios de hongos asociados con enfermedades en frutales. Otros estudios demostraron que al ser puestos los ácaros en yemas sanas solos y en combinación con hongos asociados a necrosis de yemas, la mayor incidencia y severidad de necrosis y muerte de yemas se ha encontrado cuando los ácaros fueron puestos en combinación con los hongos. Los resultados de este estudio muestran que se aunque con un número variable de ácaros y diferentes géneros de hongos por yema, se encontraron más ácaros y hongos asociados en las yemas necrosadas que en las yemas sanas lo que parece sugerir que *Acalitus orthomera* puede jugar un papel importante en el transporte de conidios de los hongos asociados al necrosamiento yemas florales de zarzamora o que durante la alimentación causen heridas en las yemas que faciliten la entrada para estos

hongos. Aunque no se pudo comprobar la patogenicidad de los aislamientos asociados a la muerte de yemas florales. Sin embargo no se pudo encontrar una correlación entre el número de ácaros por yema y la proporción de yemas necrosadas; es decir independientemente del número de ácaros por yema, éstas se encontraron necrosadas; estos resultados parecen sugerir que otros factores parecen estar involucrados en el necrosamiento de yemas como puede ser la nutrición o la aplicación de hormonales por tratarse de un cultivo que se maneja bajo producción forzada y se descarta la posibilidad de que puedan ser daños por heladas ya que la temperatura más baja reportada durante el invierno es de 8°C, considerándose inviernos benignos.

5.2. Relación de las poblaciones de ácaros erylifidos y la longitud de la caña lateral fructificante con la presencia de la necrosis de yemas florales

Como se observa en los cuadros 6-14 y figs. 18-31, los datos obtenidos de todas las parcelas de estudio indicaron que las yemas necrosadas tienden a tener un mayor número de ácaros que las yemas sanas. En la localidad de Huatarillo la media de ácaros por yema varió desde 0 hasta 8 ácaros. La comparación de la distribución de las yemas necróticas por medio de la prueba de Kolmogorov-Smirnov para dos muestras indicó que las distribuciones son diferentes entre sí ($P < 0.001$; $K_s = 2.32$), es decir las yemas necróticas tienen asociados un mayor número de ácaros que las yemas sanas en general. Sin embargo, al realizar un análisis de correlación (después de remover los valores extremos), no se encontró correlación significativa entre el número de ácaros por yema (independiente del estado sanitario) y el número de yemas necrosadas (Fig. 19), ya que en este sitio la proporción de yemas fue superior al 56% (Tabla 2).

Por otro lado, se encontró una correlación moderada y positiva ($r = 0.52$ $P = 0.005$) entre la longitud de la caña lateral fructificante (LF) y el número de yemas necrosadas, es decir, existió una tendencia a incrementarse el número de yemas necrosadas entre más larga era la caña LF o cargador.

Los resultados parecen indicar que aunque los ácaros eriophyidos no son el agente causal de la necrosis, estos si podrían estar asociados con una mayor intensidad de la necrosis y su papel puede ser importante como transportadores de los conidios de los hongos asociados a la necrosis de yemas florales de zarzamora. Sin embargo, se requiere realizar más experimentos para conocer el efecto de los ácaros y los hongos en forma separada y en conjunto en la necrosis de yemas florales de la zarzamora.

Cuadro 6. Estadística descriptiva de la media de ácaros por yema según su sanidad en el sitio de Huatarillo, Los Reyes, Mich..

Variable	estat1	No. observ.	N	N*	Media	SE Media	Media de los tratam.	Desv. est	Varianza	Suma	Mín	Mediana	Máx	IQ
medAY	N	30	30	0	1.355	0.340	1.038	1.863	3.472	40.643	0.0	0.550	7.667	1.763
	S	30	30	0	0.824	0.370	0.423	2.025	4.102	24.707	0.0	0.0	8.2	0.0

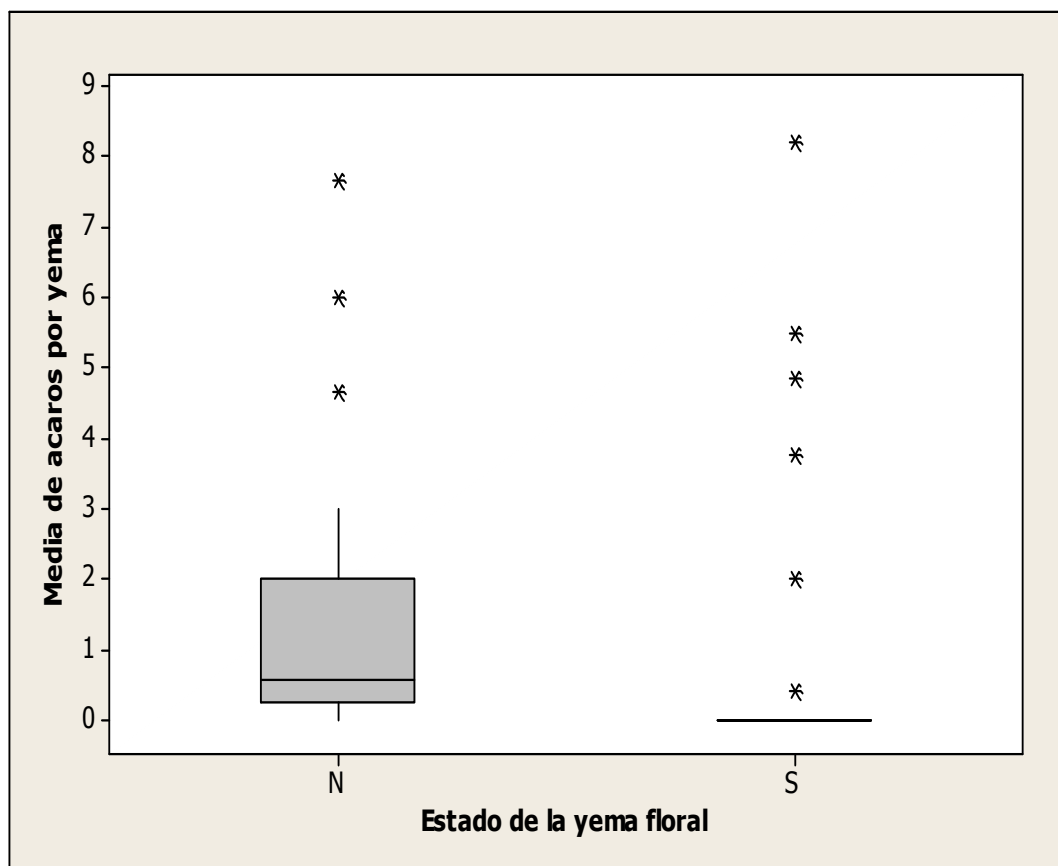


Fig. 18. Distribución de la media de ácaros por yema sana (S) y necrótica (N) en una parcela comercial de Huatarillo, Los Reyes, Mich. 2010.

Cuadro 7. Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), Número de yemas necrosadas, media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en la localidad de Huatarillo, Los Reyes, Mich.

Variable	No. observac	Media	Desv. estandard	Minimo	Q1	Mediana	Q3	Maximo
Long	30	29.180	6.940	16.00	24.880	28.000	35.250	42.000
NYN	30	3.929	1.412	1.000	3.000	4.000	5.000	7.000
MAY	30	0.506	0.646	0.000	0.000	0.200	1.000	2.400
propnecr	30	0.5688	0.2101	0.1250	0.3938	0.5000	0.7708	0.9167

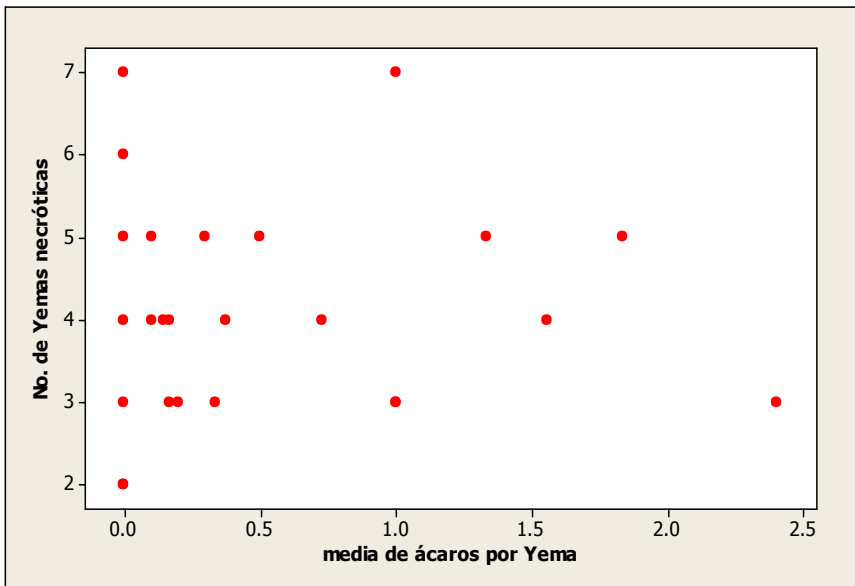


Fig. 19. Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el % de necrosis en la localidad de Huatarillo, Los Reyes, Mich. $r=0.02$; $P=0.93$

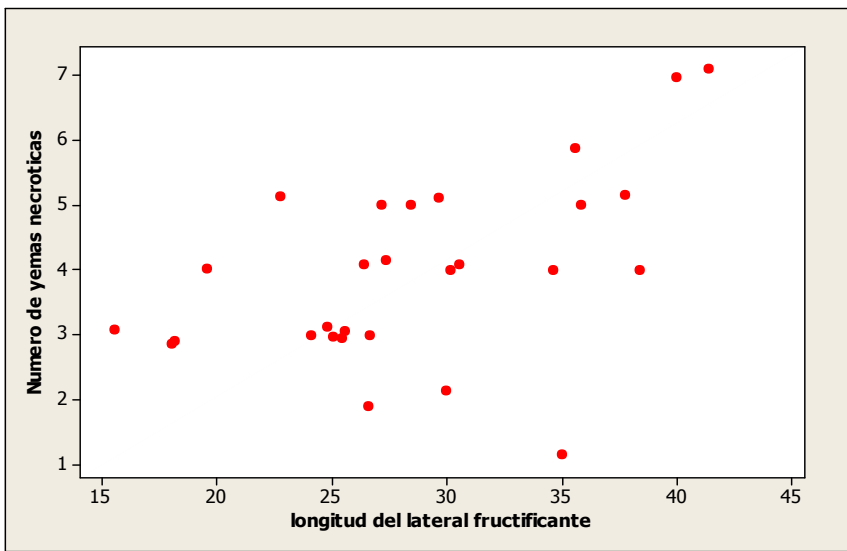


Fig. 20. Relación entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de yemas necróticas en la localidad de Huatarillo, Los Reyes, Mich. $r = 0.52$ $p = 0.005$

En el sitio de Papelillos, el número de ácaros por yema fue relativamente bajo, sin embargo, como se observa en la Fig. 21, el número de ácaros por yema tiende a ser mayor en las yemas necróticas que en las sanas con un mínimo de 0 y máximo 3 en las yemas necróticas, y un mínimo de 0 y máximo de 0.7 en las yemas sanas. La prueba de Kolmogorov-Smirnov para dos muestras independientes indicó que no existen diferencias significativas en el número de ácaros entre las yemas sanas y necróticas ($P=0.78$; $Ksa=0.65$). Nuevamente, no se encontró una correlación significativa entre el número de ácaros por yema y el número de

yemas necróticas por caña lateral fructificante (Cuadro 9) manifestándose un porcentaje de yemas necróticas del 62% en promedio. Similar a la parcela anterior, la longitud de la caña lateral fructificante o cargador, correlacionó positivamente ($r=0.50$, $P<0.006$) con el número de yemas necrosadas.

Cuadro 8 . Estadística descriptiva de la media de ácaros (m_acaros) por yema según su sanidad en el sitio de Papelillos, Los Reyes, Mich.

Variable	Estatus	Núm. de observ..	Media	Desv. Estand.	Varianza	Mín.	Q1	Mediana	Q3	Máx.
M acaros	N	30	0.341	0.836	0.699	0.00	0.0	0.00	0.045	3.00
	S	30							0.0	0.7143

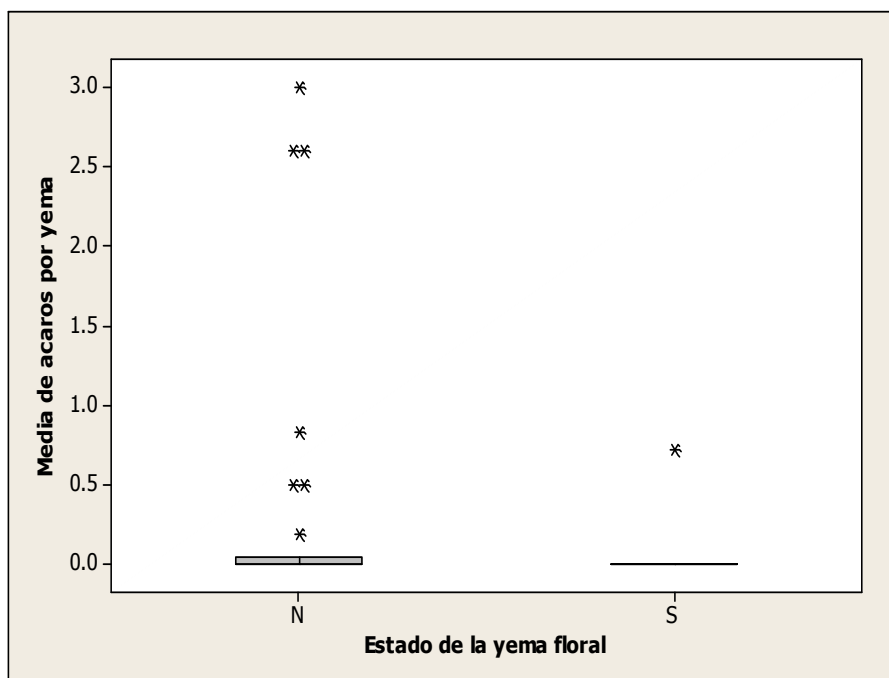


Fig. 21. Distribución de la media de ácaros por yema de acuerdo a su estatus fitosanitario (N= yema necrótica; S= yema sana) en el sitio de Papelillos, Los Reyes, Mich.

Cuadro 9. Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas, media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en la localidad de Papelillos, Los Reyes, Mich.

Variable	No. observac	Media	Desv. estandard	Mínimo	Q1	Mediana	Q3	Máximo
long	30	32.7400	7.9700	18.6000	26.850	30.150	39.5000	45.0000
NYN	30	4.5190	1.3120	2.0000	4.000	5.000	5.000	7.0000
May	30	0.1804	0.4171	0.0000	0.000	0.000	0.1526	1.8571
Precrosis	30	0.6212	0.1816	0.1667	0.500	0.6125	0.7569	1.0000

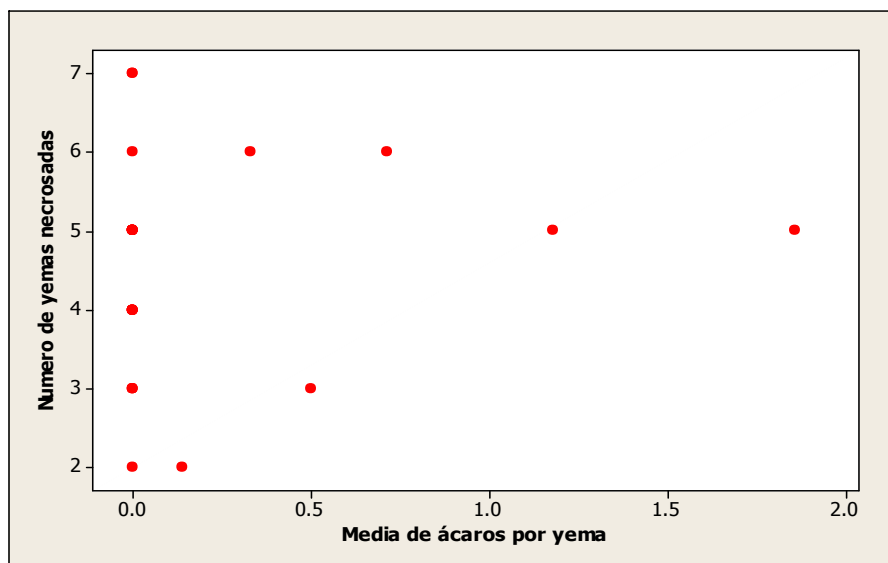


Fig. 22. Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el número de yemas necrosadas en la localidad de Papelillos, Los Reyes, Mich. ($r= 0.12$; $P= 0.52$)

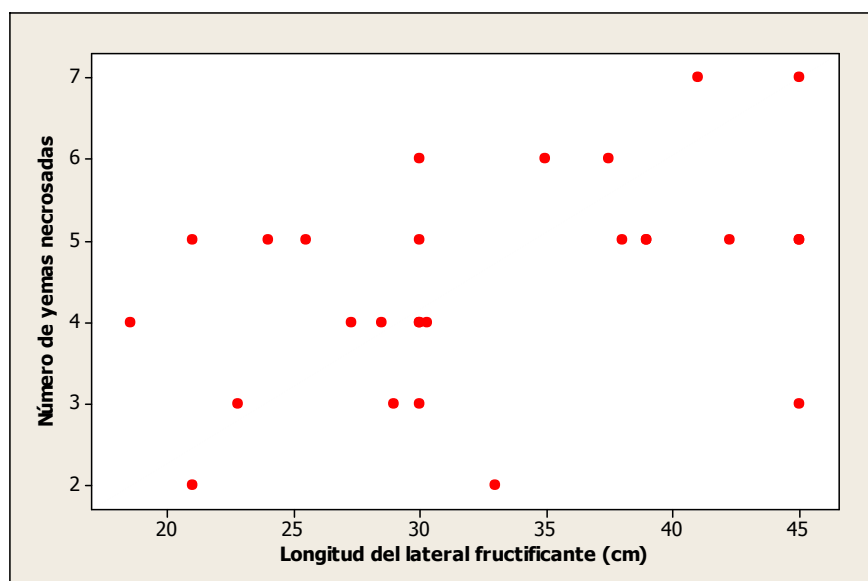


Fig. 23. Relación entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de yemas necrosadas en Papelillos, Los Reyes, Mich. $r=0.50$ $P= 0.006$

En la parcela de Atapan, la tendencia fue similar, hubo mayor cantidad de ácaros en las yemas necróticas que en las sanas (Fig.24, Cuadro 10), variando desde un mínimo de 0 hasta un máximo de 17 ácaros por yema, mientras que en las yemas sanas, varió desde 0 hasta 2.6 ácaros por yema. La prueba de Kolmogorov-Smirnov (no paramétrica) para dos muestras independientes, indicó que los datos pertenecen a distribuciones diferentes, es decir existen

diferencias significativas entre las dos muestras ($P<0.001$; $K_s=2.45$) indicando que el número de ácaros es mayor en las yemas necróticas que en las sanas. A pesar de esta tendencia, sin embargo, el análisis de correlación entre el número de ácaros por yema (independiente de su estatus) con el número de yemas necrosadas, no fue significativa ($r=0.04$; $P=0.85$) similar a las parcelas anteriores.

A diferencia de las dos parcelas anteriores, la longitud de la caña lateral fructificante no correlacionó con el número de yemas necróticas ($r= 0.07$, $P=0.85$).

Cuadro 10. Estadística descriptiva del número de ácaros por yema de acuerdo a su estado fitosanitario en el sitio de rancho Santino en Atapan, Los Reyes, Mich.

Variable	Estatus	No. De observac	Media	Desv. estandard	Mínimo	Q1	Media	Q3	Máximo
Mac	N	30	1.821	3.469	0.00	0.00	0.450	2.625	17.00
	S	30	0.0897	0.4828	0.00	0.00	0.00	0.000	2.60

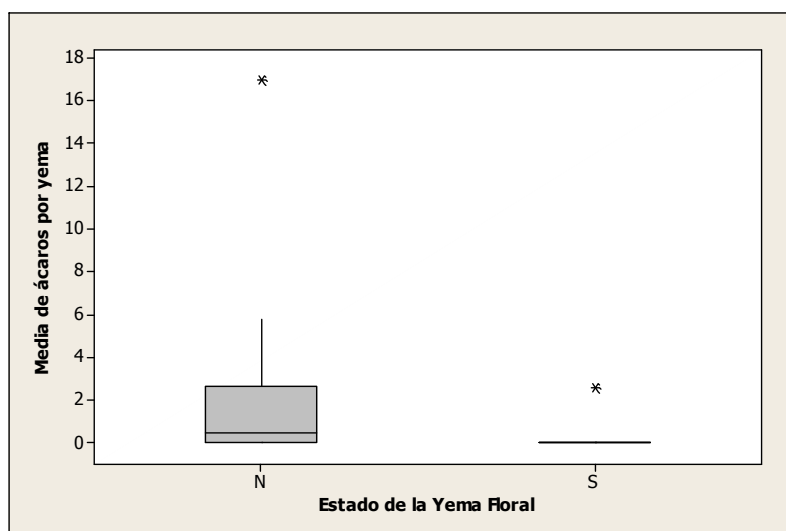


Fig 24. Distribución de la media de ácaros por yema según su estado fitosanitario en una parcela de Atapan, Los Reyes. Los asteriscos muestran valores extremos de ácaros por yema.

Cuadro 11. Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas (NYN), media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en el sitio Santino, Atapan, Los Reyes, Mich.

Variable	No. de observac.	Media	Desviación estándar	Mínimo	Q1	Mediana	Q3	Máximo
Long	30	27.010	7.890	15.0	21.000	25.25	33.00	48.000
NYN	30	3.5670	2.079	0.0	2.000	3.00	5.00	8.000
MAY	30	0.5430	0.834	0.0	0.000	0.125	0.639	2.625
Pronecr	30	0.4538	0.2738	0.0	0.2431	0.4365	0.7232	1.000

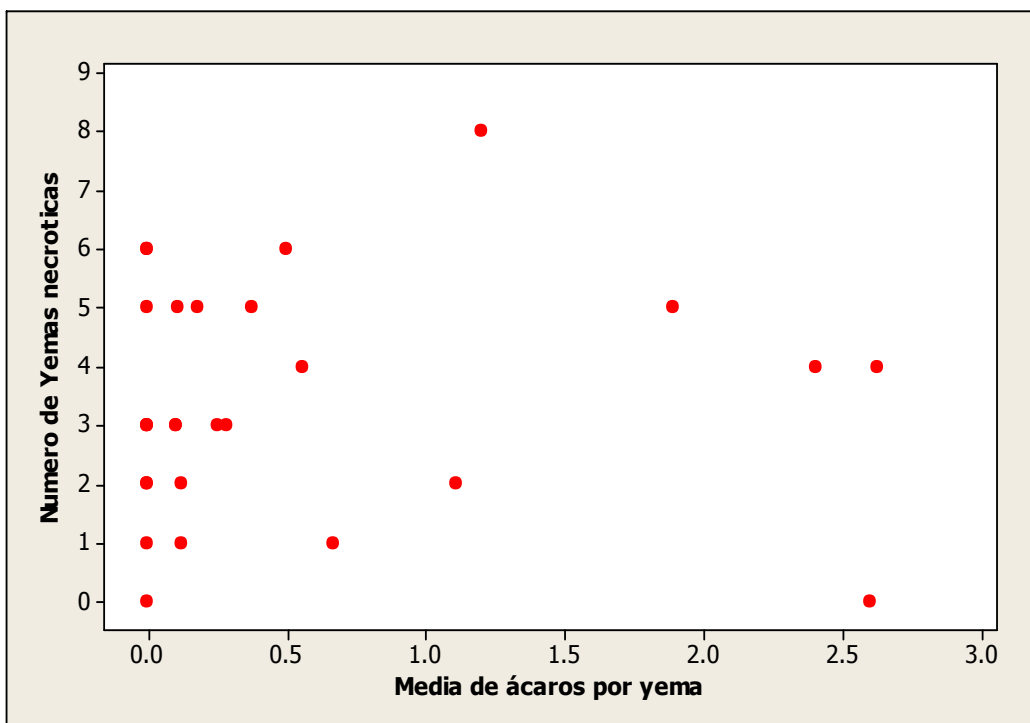


Fig.25. Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el número de yemas necrosadas, en el sitio Santino, Atapan, Los Reyes, Mich. $r=0.04$ $P=0.85$

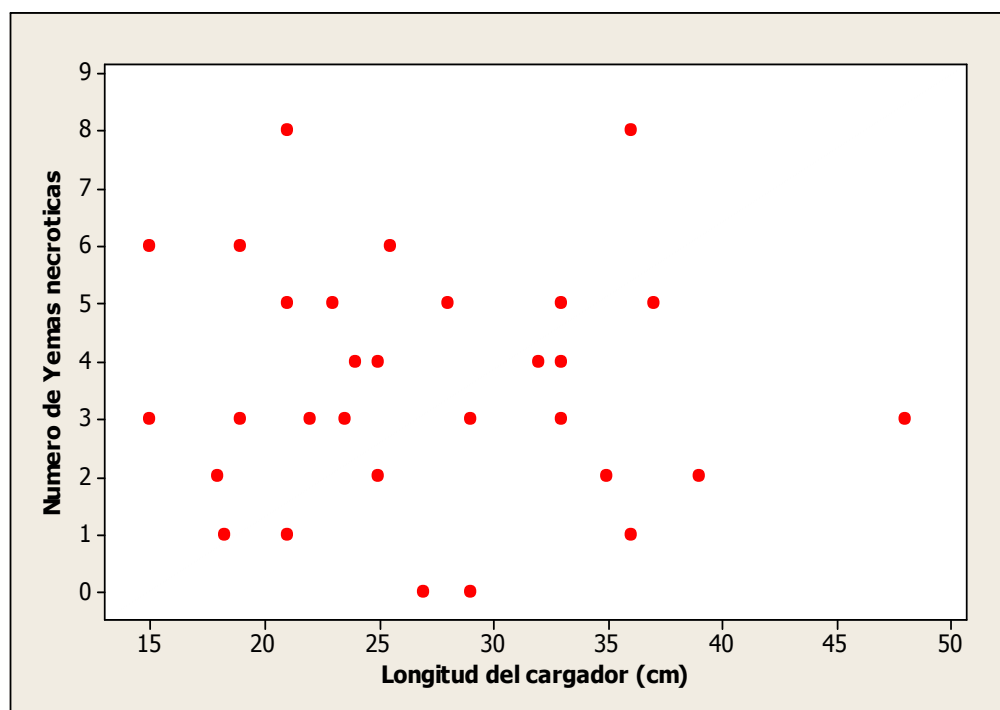


Fig. 26. Relación de la longitud de la caña lateral fructificante con el número de yemas necrosadas en Atapan, Los Reyes. $r=0.07$; $P=0.7$.

Finalmente, en la parcela de Zirimícuaro, nuevamente se notó la tendencia hacia un número mayor de ácaros eriophyidos en las yemas necrosadas, pero en este caso las poblaciones fueron más altas que en los sitios anteriores con valores medios que variaron desde 4 a 43 ácaros por yema. La comparación de las dos poblaciones a través de la prueba de Kolmogorv-Smirnov, indicó que los datos provienen de poblaciones diferentes, es decir el número de ácaros de las yemas necróticas es mayor que el de las yemas sanas ($P<.0001$, $Ks=3.07$). En este caso, a diferencia de las otras parcelas, existió una correlación positiva y moderada entre el logaritmo del número de ácaros por yema ($\log_{10}$) y el número de yemas necrosadas por caña lateral fructificante ($r=0.40$, $P=0.03$), la cual se incrementó cuando la correlación se realizó entre el número (media) de ácaros por yema y el porcentaje de yemas necróticas ($r=0.60$, $P\leq.005$), indicando una asociación positiva entre ambas variables. Además la longitud de la caña lateral fructificante correlacionó moderada y positivamente con el número de yemas necróticas por lateral ($r=0.4$, $P=0.05$).

Considerando la relación significativa entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de ácaros por yema se ajustó un modelo de regresión múltiple considerando ambas variables con el fin de ver la posibilidad de predecir el número de yemas necrosadas (o proporción de yemas necrosadas). Los datos indicaron que considerando ambas variables fue posible definir el siguiente modelo de regresión:

$y=0.55-0.005lc+0.32 (\log_{10}may)$, donde: **y**= es la proporción de yemas necróticas, **lc** es la longitud del cargador, y **may** es el logaritmo de la media de ácaros por yema. Dicho modelo de regresión explica el 52% (R^2) de la variación total en la proporción de yemas necrosadas por cargador.

Dicha ecuación explica el comportamiento de la mitad de las poblaciones de ácaros y nos podría ayudar a determinar el umbral de acción para iniciar el control del ácaro para evitar que cause daños económicos importantes en el cultivo que nos ocasionen pérdidas de rendimiento durante la producción.

Cuadro 12. Estadística descriptiva del número de ácaros por yema de acuerdo a su estado fitosanitario en el sitio de Zirimicuaru, Ziracuaretiro, Mich..

Variable	Estatus	No. de observac.	Media	Desviación estándar	Mínimo	Q1	Mediana	Q3	Máximo
medac	N	30	9.38	7.97	1.50	3.75	6.46	13.46	29.25
	S	30	2.64	8.38	0.00	0.00	0.00	0.38	42.50

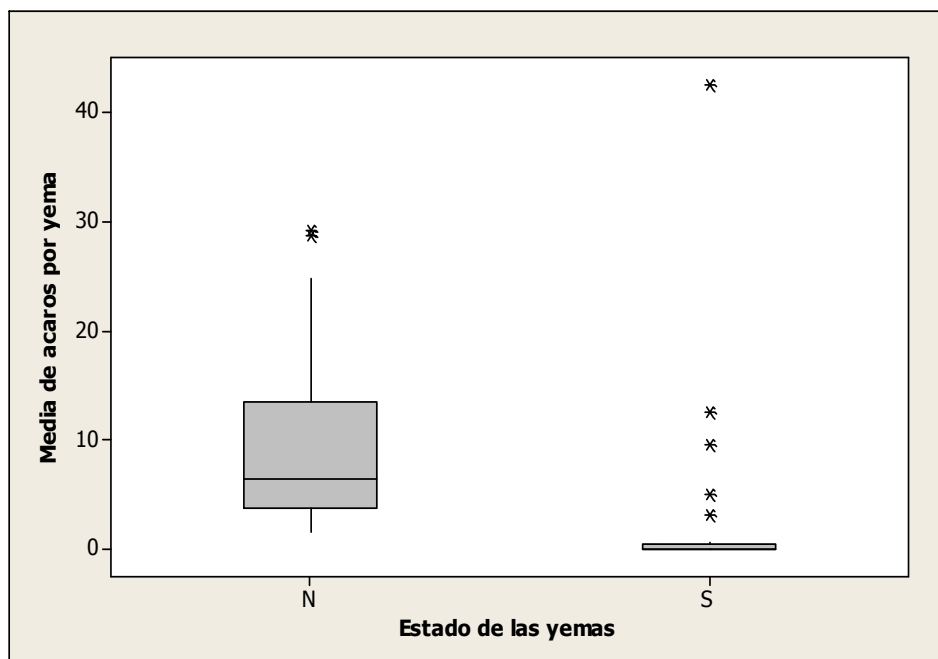


Fig.27. Distribución de la media de ácaros de acuerdo al estatus de la yema en una parcela de Zirimícuaro, Ziracuaretiro, Mich. S= yema sana; N= Yema Necrótica n= 30 cañas laterales fructificantes.

Este cuadro nos muestra los valores máximos, mínimos y la media de ácaros de acuerdo a su estatus fitosanitario así como los valores extremos que se salen de la media y que pueden estar jalando los valores, haciendo que se puedan interpretar equivocadamente los resultados si no se remueven dichos valores. En las yemas necrosadas se encontraron en promedio 9 ácaros aproximadamente, con un mínimo de 1 y en al menos una yema necrosada se encontraron 30 ácaros. Mientras que en la mayoría de las yemas sanas el promedio de ácaros fue de uno, pero en al menos 5 yemas se encontraron desde 2, 4, 8, 12 y hasta 42 ácaros.

Cuadro 13. Estadística descriptiva de la longitud (cm) de la caña lateral fructificante (long), número de yemas necrosadas (NYN), media de ácaros por yema (MAY) y proporción de yemas necróticas (propnecr) en una parcela localizada en Zirimícuaro, Ziracuaretiro, Mich.

Variable	No. de observac	Media	Desviación estándar	Mínimo	Q1	Mediana	Q3	Máximo
Long	30	38.43	10.810	20.00	32.50	38.500	45.000	67.50
NYN	30	4.933	2.116	1.000	4.000	5.000	6.000	9.00
MAY	30	6.91	7.760	0.500	1.690	4.400	9.220	33.33
propnecr	30	0.5639	0.2036	0.1429	0.4375	0.5917	0.6923	1.00

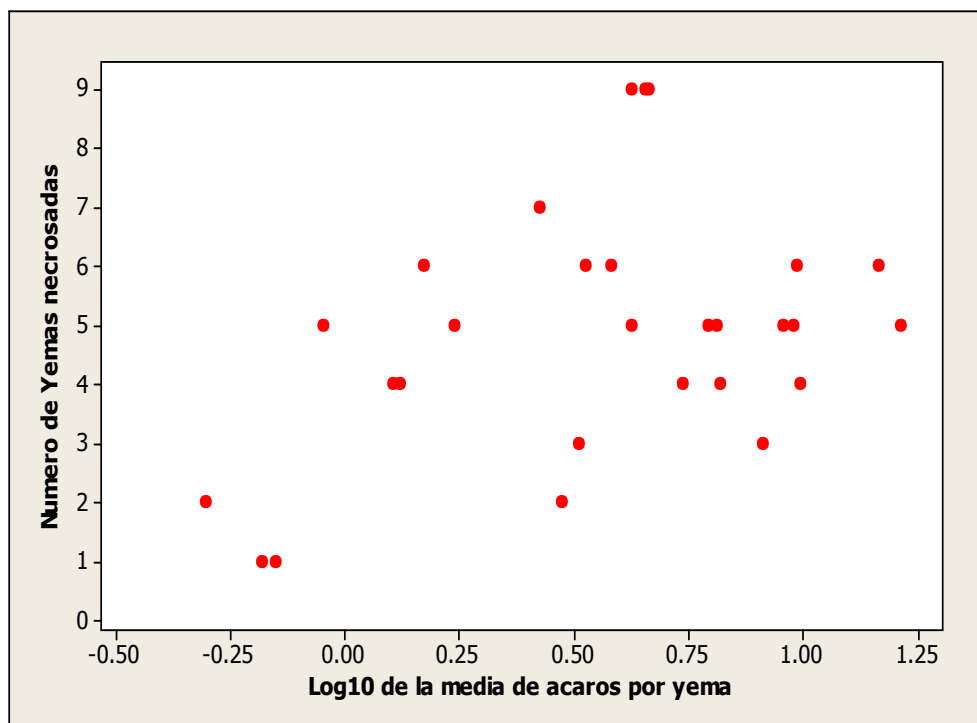


Fig. 28 Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el logaritmo de la media de ácaros por yema y el No. de Yemas necrosadas localizada en Zirimícuaro. $r=0.40$, $P=0.03$.

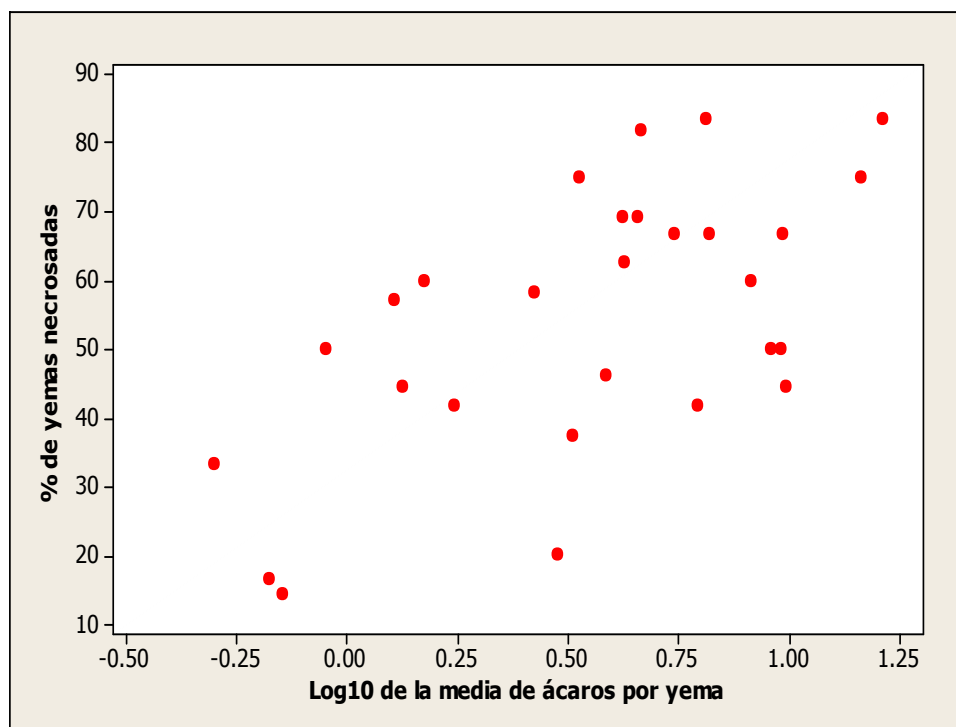


Fig. 29. Correlación de Pearson entre la media de ácaros por yema y el logaritmo de la media de ácaros por yema y el % de yemas necróticas en Zirimícuaro. $r=0.60$, $P=0.005$.

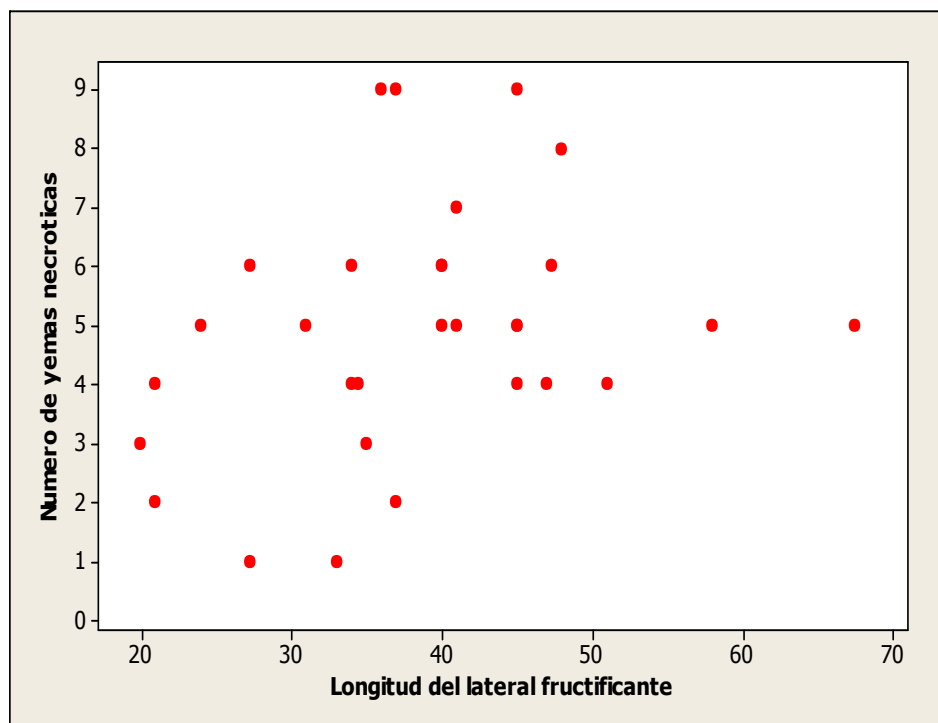


Fig. 30. Correlación de Pearson entre la longitud del cargador con el número de yemas necróticas en Zirimícuaro. $r=0.40$; $P=0.05$.

Al analizar los datos de las regiones por separado, se encontraron diferencias significativas ($P=0.03$) en la proporción de yemas necróticas por cargador entre las tres regiones (Atapan, Valle de Los Reyes y Ziracuaretiro) obteniéndose la proporción más alta de yemas necrosadas en la parcela de Papelillos con 0.62 (Los Reyes), seguida de Huatarillo y Zirimícuaro (0.56). La proporción más baja de yemas necróticas se obtuvo en Atapan (Los Reyes) con una proporción de 0.45.

5.3. Análisis regional de la distribución e intensidad de la Necrosis de Yemas florales de zarzamora. Atapan (A), Valle de Los Reyes (R), Ziracuaretiro (Z).

El estudio regional de 39 parcelas para evaluar la intensidad y distribución geográfica de la necrosis de yemas florales (NYZ) y la longitud de la caña lateral fructificante indicó que la NYZ se encuentra distribuida en todas las parcelas muestreadas de los municipios de Los Reyes y Ziracuaretiro. La estadística descriptiva se incluye en el cuadro 14. Los datos indican que en promedio en las principales zonas productoras de zarzamora en el estado de Michoacán, la necrosis varía entre un 26 a un 36%, pero puede superar el 50%, especialmente en Ziracuaretiro y los en el valle de Los Reyes (Fig. 31), estos porcentajes indican que del total

de yemas florales que se producen en una caña lateral fructificante se está perdiendo más del 50% de las yemas que potencialmente se convierten en flores.

Considerando las 39 parcelas muestreadas para la variables longitud de la caña lateral fructificante y la intensidad de la NYZ se confirmó una correlación altamente significativa entre ambas variables ($r=0.6$, $P=0.000$). Después de realizar el diagnóstico necesario para cumplir con los supuestos estadísticos de una distribución normal, se ajustó un modelo de regresión lineal, encontrándose la siguiente ecuación: $Y = 0.48 + 0.1 (Lc)$, donde Y es el número de yemas necróticas y Lc es la longitud de la caña lateral fructificante. Sin embargo, esta ecuación solo explica el 36% de la variación ($R^2 = 36\%$) de los datos, por lo que es probable que haya otros factores involucrados en la NYZ, incluyendo el número de ácaros por yema.

Solo para la región de Zirimícuaro existió una correlación positiva entre la longitud de la caña lateral fructificante y la intensidad de la necrosis por lo que en esta región pudieran estar involucrados otros factores con la necrosis de yemas, como podrían ser desordenes fisiológicos por la aplicación de reguladores del crecimiento (hormonas sintéticas) que se utilizan para la obtener la producción forzada de la zarzamora y compensar la necesidad de acumulación de horas frío. Ya que algunos reportes de muerte de yemas en otros frutales dirigidas a observar si el origen es debido a desordenes fisiológicos o por deficiencias de nutrición explican, que es posible que un exceso en la nutrición o en la aplicación de hormonas alargue la longitud de los brotes y que las paredes sean más delgadas; por lo que son más susceptibles al ataque de plagas facilitando su alimentación.

En este estudio se encontraron resultados similares a lo reportado por Rawnsley y Collins (2005) al determinar que las posibles causas de la necrosis primaria de yemas en vid (PNB) se atribuyen al deterioro de los procesos fisiológicos o de desarrollo y esta generalmente asociado con un aumento del crecimiento de la yema. Pero también desconocen la causa principal. De igual manera su reporte menciona que la aplicación de altos niveles AG_3 durante la floración puede provocar aborto de yemas florales, la reducción de hidratos de carbono en la yema y longitud de los entrenudos, se ha asociado con una alta incidencia de la PBN en vid. Un rápido aumento en el crecimiento se relaciona con niveles elevados de crecimiento que causan el desarrollo anormal del tejido. Rawnsley y Collins (2005) demostraron que el nivel de severidad de la PBN es directamente proporcional a la longitud de los brotes y/o el adelgazamiento de los mismos.

En este estudio de distribución regional de la necrosis de yemas florales al realizar un estudio de correlación, se encontró una correlación positiva en la zona de Zirnicuaro para los valores de longitud de la caña lateral fructificante y número de ácaro de yema; es decir a mayor longitud del cargador la intensidad de la necrosis también se incrementa; por lo que aquí parecen estar involucrados otros factores como la aplicación de hormonas que están disparando la incidencia de la necrosis de yemas.

Por otro lado, en muchas zonas productoras del mundo se sabe que existen problemas de aborto o muerte de yemas florales en frutales de hueso y/o en caducifolios e inclusive en las zonas productoras de frutales menores debido a que las bajas temperaturas durante el invierno llegan a causar fuertes daños a los tejidos en reposo o durmancia. Esto no pudiera ser la causa de la muerte de yemas florales de zarzamora para el estado de Michoacán ya que las temperaturas promedio que se registran van de los 8 a los 32° C, considerándose inviernos benignos.

La necrosis y muerte de yemas a menudo se confunde con la infestación de ácaros y enfermedades causados por hongos. Los ácaros que están reportados en el género *Rubus* sp., se alimentan predominantemente dentro de las brácteas externas de las yemas o en el tejido interno de las yemas. Aunque los ácaros pueden causar daños considerables que conducen a la posible muerte de la yema, existe poca evidencia para sugerir que los ácaros causan la Necrosis de yemas. Aunque se encontró un mayor número de ácaros en las yemas necrosadas que en las yemas sanas, la evidencia sugiere que posiblemente la presencia de los ácaros con los hongos incrementa la severidad de la necrosis, pero la correlación positiva encontrada entre la longitud de la caña lateral fructificante y el número de yemas necrosadas sugiere que posiblemente estén asociados otros factores como la aplicación de reguladores de crecimiento como lo es el ácido giberélico; utilizado ampliamente para la producción forzada de zarzamora en el estado de Michoacán.

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En los aislamientos realizados de yemas necrosadas de las dos regiones de estudio se encontraron asociados los hongos *Cladosporium cladosporioides*, *C. tenuissimum* (endófitos), *Epicoccum nigrum*, *Phoma* sp. y a *Botrytis cinerea*, *Lasioidiplodia theobromae*, *Phomopsis* sp., *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* y *F. solani* que se sabe son patógenos de importancia económica a nivel mundial causando graves daños y severas pérdidas en la producción.

En las yemas de zarzamora colectadas, se encontró frecuentemente el ácaro eriófito del género *Acalitus orthomera*. (Eriophyidae), tanto en yemas sanas como en yemas necróticas y se observó una tendencia de agregación *Acalitus orthomera* en el primer tercio (de la base al ápice) de la caña lateral fructificante. Estos resultados no indican una relación de causalidad entre los hongos y ácaros con la intensidad de la NYZ. Dichos estudios se encuentran en proceso.

Los estudios de distribución regional indicaron que NYZ está presente en todas las zonas estudiadas con mayor o menor intensidad variando entre un 26 a un 36%, superando el 50%, en Ziracuaretiro y en el valle de Los Reyes indicando las pérdidas potenciales de producción.

Existió una correlación positiva entre la longitud de la caña lateral fructificante y la proporción de yemas necrosadas para la región de Zirimícuaro; es decir a mayor longitud de la caña lateral fructificante se incrementó el número de yemas necrosadas sugiriendo que posiblemente en esta región se encuentren involucrados otros factores como la aplicación de hormonales que afectan el desarrollo de las yemas florales y que pueden estar relacionados más directamente con el necrosamiento.

Por lo que se sugiere realizar otros estudios para evaluar si los factores nutrimentales o de fisiología de la zarzamora están también involucrados en el problema de aborto o muerte de yemas florales; así como realizar pruebas de patogenicidad, estudios a nivel genético para

ver la respuesta de la variedad Tupy al ataque de las enfermedades que son reportadas para las regiones productoras de Michoacán. Estos aspectos son indispensables para iniciar la planeación exitosa de las estrategias de manejo para el problema del necrosamiento de las yemas en las zonas productoras de zarzamora en Michoacán.

6. LITERATURA CONSULTADA

- Agrios, G. N. 1996. Fitopatología. Editorial Limusa. México, D.F. 838 pp.
- Antonelli, A. L.; Tanigoshi, L.; Miller, T and Daniels, C. 2008. Pest Management guide for commercial small fruit. Washington State University Extension. E.E. U.U. 68 p.
- Antonelli, A. L.; Shanks C. H.; Jr. and Fisher G. C. 2004. Small fruit Pest. Biology, diagnosis and Management. Washington State University Extension. E.E. U.U. pp. 1-2.
- Armas, R. R.; Cárdenas, S. E. y Rodríguez, A. J. 2006. Conexión vascular y otros factores que influyen en la caída de yemas florales de chabacano. Revista Chapingo. Serie Horticultura, Enero-Junio, Año/Vol. 12, Número 001. Universidad Autónoma Chapingo. México. pp. 33-39.
- Armas, R. R.; Alcántar, G. G. y Rodríguez, A. J. 2000. Nutrición mineral en la caída de yemas florales de chabacano selección 17-10. TERRA Latinoamericana, Octubre-Diciembre, Año/Vol. 18, número 004. Universidad Autónoma Chapingo.
- Barnett, H. L. and Hunter, B. B. 1987. Illustrated genera of imperfect fungi. 4th Ed. Mc Millan Publishing Company. New York, USA. 218 p.
- Barrientos, P. F. 1993. Cultivos hortícolas potenciales para el mercado internacional. In: Primera Reunión Nacional sobre Frutales Nativos e Introducidos con Demanda Nacional e Internacional. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 64-71.
- Bautista-Baños, S.; Guillén-Sánchez D.; Yañez-Morales, M.; Téliz-Ortíz, D. and Grabach-Siebe, C. 2007. Morphological and molecular characterization of *Cladosporium tenuissimum* Cooke (Deuteromycotina: Hyphomycetes) on mango tree panicles: symptoms, pathogenicity and severity of the fungus. Fruits 62: 361-368.
- Bessa-Gomes, C.; Legendre, S. and Clobert J. 2004. Allee effects, mating systems and extinction risk in populations with two sexes. Ecol. Lett. 7: 802-812.
- Bolda, M.; Show, E. and Coss, J. A. 2004. Control del Daño del eriophyido de la zarzamora. University of California Cooperative Extension and Driscoll Strawberry Associates, Inc. EE. UU. 10 p.
- Calderón, Z. G. 2009. Situación y manejo del cultivo de zarzamora en producción forzada. En: Manejo integral de zarzamora. II Curso de Capacitación en Ziracuaretiro. Michoacán, México. pp. 2-26.

- Chávez, F.S. 1999. Manejo postcosecha y procesamiento de la frambuesa y zarzamora. Primera reunión nacional sobre frutales nativos e introducidos, producción en Michoacán de frutas exóticas con demanda nacional e internacional, Uruapan, Mich. México. 98 p.
- Civello, P. M. 1997. Heat treatments delay ripening and postharvest decay of strawberry fruit. J.Agric. Food Chem. 45: 4589-4594.
- Deacon, J. 2006. Fungal Biology. Four edition. Backwell Publishing. Australia. 371 p.
- Davies, J. T.; Allen, G. and Williams, M. 2002a. Intraplant distribution of *Acalitus essigi* (Acari: Eriophyoidea) on blackberries (*Rubus fruticosus* agg.). Kluwer Academic Publishers. Netherlands. J. Experimental and Applied Acarology 25: 625-639.
- Davies, J. T.; Williams, M. A. and Allen, G. R. 2002b. A new method for sampling eriophyoid mites from architecturally complex plant structures. J. Appl. Ent. 126: 303- 305.
- Ellis, M. A.; Converse, R.H.; Williams, R.N. and Williamson, B. 1991. Compendium of Raspberry and Blackberry Diseases and Insects. American Phytopathological Society Press. St. Paul, Minnesota. United States of America. 100 p.
- Evans, G. A.; Cromroy, H. L. and Ochoa, R. 1993. The Tenuipalpidae of Honduras (Tenuipalpidae: Acari). Fla. Entomol. 76: 126-155.
- Evans, G. A.; Cromroy, H. L. and Ochoa, R. 1998. The family Tenuipalpidae in Bermuda (Prostigmata:Acari). Fla. Entomol. 81: 167-170.
- Freeman, S.; Maimon, M. and Pinkas, Y. 1999. Use of GUS transformants of *Fusarium subglutinans* for determining aetiology of mango malformation disease. Phytopathology 89: 456-461.
- Foster, T. M.; Seleznyova, A. N. and Barnett, A. M. 2007. Independent Control of Organogenesis and Shoot Tip Abortion are Key Factors to Developmental Plasticity in Kiwifruit (*Actinidia*). Oxford University Journals Press. Annal of Botany 100: 471-481.
- Gamliel-Atinsky; E., Freeman, S.; Szejnberg, A.; Maymon, M.; Ochoa, R.; Belaysov, E. and Palevsky, E. 2009. Interaction of the Mite *Acerya mangiferae* with *Fusarium mangiferae* the Causal Agent of Mango Malformation Disease. Phytopathology 99:152-159.
- Gill, P. A. 1985. New or unusual records. Lateral bud necrosis in the black currant (*Ribes nigrum* L.) Plant Pathology 34: 297-299.
- Gluber, W. D. 1991. Downy mildew. In: Compendium of raspberry and blackberry diseases and insects. Ellis, A. M. (ed). APS Press. Minesota, USA. pp. 15-16.
- Gutiérrez, G. G. 1988. Enfermedades fungosas del rosál de invernadero, Jardín y campo. Departamento de Parasitología Agrícola. UACH. México.

- Hatcher, P. E. and Paul, N. D. 2001. Plant pathogen–herbivore interactions and their effects on weeds. Pages 193-218 in: Biotic Interactions in Plant-Pathogen Associations. M. J. Jeger and N. J. Spence, eds. CAB International, Wallingford, UK.
- Hendrick, U.P. 1925. The small fruits of New York. J.B. Lyon, Albany, N.Y.
- Hong, C. X. and Michailides, T. J. 2000. Mycoflora of Stone Fruit Mummies in California Orchards. Plant Dis. 84: 417-422.
- Horst, R. K. 1991. Compendium of Diseases. American Phytopathological Society Press. St. Paul, Minnesota. USA. 630 p.
- Jennings, D. L. 1988. Raspberries and Blackberries: Their breeding, diseases and growth. Academic Press, San Diego, California. 84 p.
- Jiménez, G. L. 1994. Fertilización foliar con urea a cuatro cultivares de zarzamora (*Rubus* sp.) en Chapingo, México. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 72 p.
- Jindan, Q.; Xiaozheng; L. and Dingyao, Wu. 2001. Regulation of flower bud differentiation in Logan. Acta Hortic. 558: 225-228.
- Krantz, G. W. and Lindquist, E.E. 1979. Evolution of phytophagous mites. Ann. Rev. Entomol. 24: 121–158.
- Kumar, J and Beniwal, S. P. S. 1992. Role of *Fusarium* species in the etiology of mango malformation. (Abst.) Page 17. In: 4th International Mango Symposium. Miami, EE. UU.
- Kumar, J., Singh, U. S. and Beniwal, S. P. S. 1993. Mango malformation: One hundred years of research. Annu. Rev. Phytopathol. 31: 217-232.
- Lilo, E. and Duso, C. 1996. Currants and berries. In: Lindquist E.E., Sabelis M.W. and Bruin J. (eds), Eriophyoid Mites – their Biology, Natural Enemies and Control. Elsevier Science, Amsterdam. pp. 583–592.
- Lobanowska, D. G. 1993 Control of the twospotted spider mite *Tetranychus urticae* Koch on black currant. Acta Hortic. 352: 583-585.
- López, M. L. 2006. Variedades de especies de frutos pequeños apropiadas para climas subtropicales: la experiencia de México. III Simposio nacional do morango, II Encontro sobre pequenas frutas e frutas nativas do Mercosul-Palestras. pp. 87-90.
- Lyman, M. r.; Curry K. J.; Smith, B. J. and Diehl S. V. 2004. Effect of *Cercospora rubi* on blackberry floral bud development. Plant Dis. 88: 195-204.
- Markow, T. A. 2002 Perspective: female remating, operational sex ratio, and the arena of sexual selection in *Drosophila* species. Evolution 59: 1725-1734.

- Marasas, W. F. O.; Ploetz, R. C.; Wingfield, M. J.; Wingfield, B. D. and Steenkamp, E. T. 2006. Mango malformation disease and the associated *Fusarium* species. *Phytopathology* 96: 667-672.
- Mellot, J. L. and Krantz, G. W. 2003. *Insect Management Handbook*. Washington State University. Puyalup REC PLS-89.
- Mendoza, Z. C. 1993. *Enfermedades del rosal en México*. Dirección de Patronato Universitario. UACH. México. 62 p.
- Michalska, K. and Mankowski, D. 2006. Pupulation sex ratio in 3 species of eriophyid mites differing in degree of sex dissociation. *Biological Lett* 43 : 197-207.
- Monfreda, R.; Lekveishvili M.; Petanovic R. and Amrine J. W Jr. 2009. *Collection and detection of eriophyoid mites*. Springer Science Business Media.
- Montesinos, M. E. y Cambray A. M. 2000. *Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso*. Sociedad Española de Fitopatología. Ediciones Mundi-prensa. Barcelona, España. 205 p.
- Moore, J. N. and Skirvin, R. M. 1990. *Blackberry management* In: *Small Fruit Crop Management*. Prentice Hall. Englewood, New Jersey.
- Moreno-Velázquez, M.; Yáñez-Morales, M.; Rojas-Martínez, R.; Zavaleta-Mejia, E y Trinidad-Santos, Antonio. 2005. Diversidad de hongos en Semilla de Amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.) y su Caracterización Molecular. *Revista Mexicana de Fitopatología* 23: 111-118.
- Mukerji, K. G. 1968. *Sphaerotheca macularis*. *Descriptions of pathogenic Fungi and Bacteria*. 188 p.
- Muratalla, L. A. 1993. Manejo de variedades de zarzamora, tipo erecto. Producción en Michoacán de frutos exóticos con demanda nacional e internacional. Uruapan, Michoacán, Méx. 98 p.
- Muratalla, L. A. 1994. *El cultivo de la zarzamora*. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. Pp 181.
- Muratalla, L. A. 1995. Situación actual de la zarzamora en México. Documento preparado por el Consejo Consultivo Fitosanitario. SAGARH. México.
- Muñoz, R. M. y Juárez, M. 1995. *El mercado mundial de la frambuesa y la zarzamora*. ASERCA-CIESTAAM-UACH. México. 91 p.
- Nakasu, B. H.; Herter, F. G.; Leite, D. L. and Raseira, M. C. B. 1995. Pear flower bud abortion in Southern Brazil. *Acta Hortic*. 395: 185- 192.
- Nasini, G.; Arnone a.; Assante, G.; Bava, A.; Moricca, S. and Ragazzi, A. 2004. *Science direct*. *Phytochem*. Vol. 65: 2107- 2111.

- Nieves Méndez, N. 2005. Etiología de la malformación del tejido vegetativo del mango (*Mangifera indica* L.) en Puerto Rico. Tesis de Maestría en Ciencias en Protección de Cultivos. Universidad de Puerto Rico. Recinto Universitario de Mayaguez. 84 p.
- Noriega-Cantú, D. H.; Téliz, D.; Mora-Aguilera, G.; Rodríguez Alcázar, J.; Zavaleta- Mejía, E.; Otero-Colina, G. and Lee, Campbell C. 1999. Epidemiology of Mango Malformation in Guerrero, Mexico, with Traditional and Integrated Management. Plant dis. 83: 223-228.
- Ogawa, M. J.; Zehr, E. I. and Bird, G. W. 1995. Compendium of Stone Fruits Diseases. APS Press. St. Paul, Minnesota. USA. 98 p.
- Pacheco, S.P. 1975. Cultivo de frambuesas y zarzamoras. Comisión Nacional de fruticultura (CONAFRUT). Serie de divulgación. SAGARH. México. pp 1-18.
- Pazos, A. R. 2010. Los hongos en el ecosistema. Traducción del artículo original escrito por Francesco Morionde. Departamento de Biotechnologie Agrarie, Sez de Patología vegetal. Agrupación Micológica A Zarrota de Vigo. Galicia. Portal en internet: <http://www.azarrota.org>. Fecha de consulta: 4-Junio-2010.
- Prada, H.; Ávila, L.; Sierra, R.; Bernal, A. y Restrepo, S. 2009. Caracterización morfológica y molecular del antagonismo entre el endófito *Diaporthe* sp. aislado de frailejón (*Espeletia* sp.) y el fitopatógeno *Phytophthora infestans*. Rev. Iberoam. Micol. 26: 198-201.
- Petrini, O. 1991. Fungal endophytes of tree leaves. En: J.H. Andrews and S. S. Hirano (eds.), Microbial ecology of leaves, pp. 179-197. Springer-Verlag, New York.
- Ploetz, R. C. 2003. Diseases of mango. Pages 327-363 In: Diseases of Tropical Fruit Crops. R. C. Ploetz ed. CABI Publishing, Oxford, UK.
- Ploetz, R. C.; Zheng, A. I.; Vázquez, A. and Abbel, Sattar, M. A. 2002. Current status and impact of mango malformation in Egypt. Int. J. Pest Manag. 48: 279-285.
- Ploetz R, C. 2001. Malformation: A unique and important disease of mango, *Mangifera indica* L. Pages 233-274 In: Fusarium: Paul E. Nelson Memorial Symposium. Summerell B. A., Leslie J. F., Backhouse D., Bryden W. L., and Burges W. L. eds. The American Phytopathological Society, St. Paul, MN.
- Ploetz, R. C. 1994. Part III. Mango. Compendium of Tropical Fruit diseases. APS Press. St. Paul, MN. p 33-44.
- Ploetz, R. C. and Gregory, N. F. 1993. Mango malformation in Florida: Distribution of *Fusarium subglutinans* in affected trees, and relationships among strains within and among different orchards. Acta Hort. 341: 388-394.

- Ploetz, R. C. 1992. Mango malformation in Florida: Distribution of *Fusarium subglutinans* in infected trees, and relationship among strains within and among different orchards. Act. Hortic. 341: 388-394.
- Poiling, E. B. 1996. Blackberry production in North Carolina. Portal en internet: <http://www.Ces.ncsu.edu/hil/hil-200-b.html>. Fecha de consulta: 07 de Enero del 2010.
- Pritts, M. and Handley, D. 1989. Bramble Production Guide. North east Regional Agricultural Engineering Service, Ithaca, NY. 189 pp. In Ellis M. A., Converse R.H., Williams R.N., and Williamson B. 1991. Compendium of Raspberry and Blackberry Diseases and Insects. The American Phytopathological Society Press. United States of America. 100 pp.
- Pusey, P. L. 1989. Use of *Bacillus subtilis* and related organism as biofungicides. Pesticides science.27: 133-140.
- Ramburn, N. 2001. Effects of girdling and growth retardants on flowering and fruiting of litchi in Mauritius. Acta Hortic. 558: 229-232.
- Rawnsley, B. and Collins, C. 2005. Improving vineyard productivity through assessment of bud fruitfulness and bud necrosis. South Australian Research and Development Institute (SARDI). Australia. 14 p.
- Rebollar, A. A. y Pineda, G.S. 2009. Principales Plagas y Enfermedades de la zarzamora. In: II Curso de Manejo Integral de Zarzamora. Ziracuaretiro, Michoacán, México. pp 58-80.
- Rebollar-Alviter, A.; Silva-Rojas, H. V.; Zelaya-Molina, L.X. and Ellis M. A. 2009. First Report of *Peronospora sparsa* Causing Downy Mildew (Dryberry) of *Rubus fruticosus* in Mexico. Plant disease 93:674.
- Roberts, I. M.; Duncan, G. H.; Amrine, J. W.Jr. and Jones, A. T. 1993. *Morphological and ultrastructural studies on three species of Cecidophyopsis* mites (Acari: Eriophyidae) on Ribes. Act. Hortic. 352: 591-595.
- Rotem, J., 1994. The genus *Alternaria*; Biology, epidemiology and pathogenicity. APS Press. Saint Paul, Minnesota.
- Ryugo, K. 1993. Fruticultura, ciencia y arte. Jorge Rodríguez Editor. México. P.p 14-39.
- Salazar, P. C.; Arredondo, G. O.; Bernal, A. A.y Vázquez, M. G. 2002. Zarzamora Perfil comercial. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Colima. Dirección de Comercialización y Planeación. Portal en internet.
- Sánchez, R. G. 2008. La red de valor de la zarzamora. Fundación Produce Michoacán. México. Pp. 27.
- Schneider, G. W. 1979. Cultivo de árboles frutales. Compañía editorial continental, S.A. Primera edición. México. P 291.

- SIAP-SAGARPA, 2010. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Cierre de la Producción Agrícola por cultivo 2008/Zarzamora/Estado de Michoacán/Municipio/Modalidad Riego + Temporal. Portal en internet: www.siap.gob.mx. Fecha de consulta: 01-Junio-2010.
- Strik, B. C.; Clark, J. R.; Finn, C. E. and Bañados M. P. 2007. Comprehensive Crop Reports. Worldwide Blackberry Production. *J. Hortotechnology* 17: 205-213.
- Strik, B.; Finn, C.; Clark J. R. y Pilar, M. B. 2006. Worldwide Blackberries Production. Proceeding of International Society for Horticultural Science. Rubus symposium (Proceedings). Chile, December, 2005.
- Strik, B. 1996. Blackberry cultivars and production trends in the Pacific Northwest. *J. Fruit Var.* 46:202-206.
- Tejera, H. B., Ochoa F. L. 2004. La zarzamora ante los retos productivos del mundo y del desarrollo local. Primera edición. Morelia, Mich. México.
- Valdespino, J. J. 1995. Comercialización de la zarzamora. In: Primera reunión regional sobre recursos genéticos potenciales, tecnologías, alternativas y mercados para la agricultura de la región Centro Occidente de México.
- Venegas, G. N. 2001. Proyecto para la puesta en marcha de una empacadora de zarzamora en el municipio de Ziracuaretiro, Michoacán. Tesis de Licenciatura del Departamento de Agroindustrias de la UACH. México. pp. 53.
- West, S. A. and Herre, A. E. 2002. Using sex ratios: why bother? In: Sex ratios, Concepts and Research Methods (Hardy I. C. W., Wd., Ed.), Cambridge University Press, Cambridge. pp 399-413.
- Westphal, E. and Manson, D. C. M. 1996. Feeding effects on host plants: Gall formation and other distortions. Pages 231-242 in: Eriophyoid Mites—Their Biology, Natural Enemies and Control. E. E. Lindquist, M. W. Sabelis, and J. Bruin, eds. Elsevier Science B. V., Amsterdam.
- Williams, R. N. 1991. Insect identification and control. Coordination Dull, 783. Ohio State University. Columbus. 360 p.
- Wilson, D. 1995. Endophytes- the evolution of a term, and clarification of its use and definition. *Oikos*. 73: 274-276.
- Witting, K. B.; Johnson, K. B. and Pscheidt, J. W. 1991. Effect of Ephyphytic Fungi on Brown Rot Blosson Blight and Latent Infections in Sweet Cherry. *Plant Dis.* 81: 383-387.