

UNIVERSIDAD AUTONOMA CHAPINGO

COORDINACION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA AGRICOLA
MAESTRIA EN PROTECCION VEGETAL

74/cch
Nagro

FITOSANIDAD DE LA BEGONIA TUBEROSA (*Begonia tuberosa*) EN MEXICO (XOCHIMILCO, D. F. TLALMANALCO Y TEXCOCO, EDO. DE MEXICO)



DIRECCION ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

T E S I S

QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
EN PROTECCION VEGETAL
P R E S E N T A :
GUDELIA ELIZALDE MIRANDA

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CH.



CHAPINGO, MEXICO.

AGOSTO 1993

ESTA TESIS FUE REALIZADA BAJO LA DIRECCION DEL COMITE ASESOR INDICADO, HA SIDO APROBADA POR EL MISMO Y ACEPTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

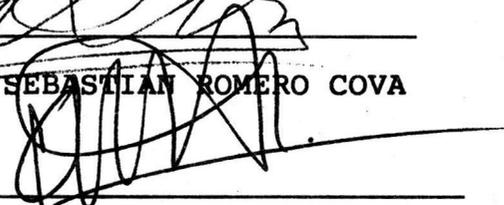
MAESTRO EN CIENCIAS
EN
PROTECCION VEGETAL

COMITE ASESOR

PRESIDENTE


~~DR. SEBASTIAN ROMERO COVA~~

SECRETARIO

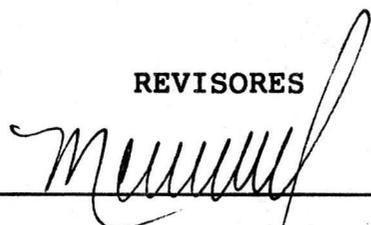

M. en C. CECILIO MENDOZA ZAMORA

VOCAL

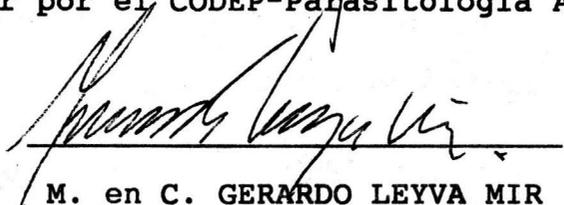

M. en C. BENITO RESENDIZ GARCIA

REVISORES

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CH.


DRA. MA. CRISTINA LOPEZ FUENTES

Revisor por el CODEP-Parasitología Agrícola


M. en C. GERARDO LEYVA MIR

Revisor por la Coordinación General de Postgrado.

26386

AGRADECIMIENTOS

Al Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo, por otorgarme la oportunidad de realizar mis estudios de postgrado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, que hizo posible que esta meta se cumpliera.

Al Dr. Sebastián Romero Cova, quien con su dedicación, paciencia y esmero me otorgó las facilidades para el desarrollo del presente trabajo. Gracias Dr. Romero por sus acertadas sugerencias.

Al M. en C. Cecilio Mendoza Zamora, por sus acertadas aportaciones durante el desarrollo de la presente investigación.

Al M. en C. Benito Reséndiz García, por su desinteresada ayuda brindada durante el montaje e identificación de los ácaros y por la minuciosa revisión del escrito.

Al Dr. Héctor Lozoya Saldaña, por guiarme durante el reconocimiento e identificación de los virus, por su paciencia y disposición de ayuda.

A la Sra. Hermila Velázquez Hernández, quien con su paciencia y ayuda desinteresada aportó valiosas sugerencias para la identificación de los hongos.

Al Sr. Mario Salazar, por darme su ayuda en el manejo de plantas diferenciales en invernadero y laboratorio.

A todas aquellas personas que de una u otra forma intervinieron positivamente durante el desarrollo de la presente investigación y en mi formación académica, en especial a todos mis maestros y compañeros

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CH.

DEDICATORIA

A MIS PADRES: LUIS ELIZALDE RUIZ

GUDELIA MIRANDA DE ELIZALDE (q.e.p.d.)

Por el apoyo y estímulo brindado para continuar con mis estudios.

A MIS HERMANOS: IRMA

JOEL

SILVIA

NORA

HUMBERTO

LUIS

Ma. del CONSUELO

Por la confianza y amistad de hermanos.

A MIS SOBRINOS: Por el cariño que les tengo, deseando que encuentren el mejor camino de la superación.

A MI ESPOSO MIGUEL

BIBLIOTECA CENTRAL U. A. CHL

I N D I C E

	Pág.
LISTA DE CUADROS	vii
LISTA DE FIGURAS	viii
RESUMEN	ix
INTRODUCCION	1
Objetivos.....	2
REVISION DE LITERATURA	3
Descripción botánica.....	3
Origen y distribución.....	4
Especies de begonia.....	4
<u>Begonia tuberosa</u> o <u>Begonia tuberhybrida</u>	5
Problemas de la <u>Begonia tuberosa</u> causados por insectos.	5
Piojos harinosos (<u>Pseudococcus longispinus</u> y <u>Planococcus citri</u>).....	6
Pulgones (<u>Aphis</u> spp.).....	6
Mosquita blanca (<u>Trialeurodes vaporariorum</u>).....	7
Trips (<u>Euthrips parvus</u> , <u>Heliothrips haemorrhoidalis</u> , <u>Parthenothrips dracaenae</u> y <u>Thrips flavus</u>).....	8
Mosca minadora (<u>Pegomya bicolor</u>).....	8
Picudo de la vid negra (<u>Otiorhynchus sulcatus</u>).....	9
Tortricídeo anaranjado (<u>Argyrotaenia citrana</u>).....	9
Collembola.....	9
Milpiés.....	10

	Pág.
Acaros que atacan a la begonia.....	10
Acaro de dos manchas (<u>Tetranychus urticae</u>).....	10
Acaro ancho (<u>Polyphagotarsonemus latus</u>).....	10
Acaro del ciclamino (<u>Steneotarsonemus pallidus</u>).....	10
Enfermedades de las begonias causadas por hongos.....	11
Tizón de las flores y pudrición del tallo por <u>Botrytis cinerea</u>	11
Cenicilla (<u>Oidium begoniae</u> y/o <u>Erysiphe cichoracearum</u>).	12
Pudrición del tallo y la corona por <u>Pythium</u> sp.....	14
Pudrición de la raíz por <u>Thielaviopsis basicola</u>	14
Ahogamiento por <u>Pellicularia filamentosa</u>	15
Marchitez por <u>Verticillium dahliae</u>	16
Pudrición del tallo por <u>Fusarium</u> sp.....	16
Manchas foliares por <u>Cercospora</u> sp., <u>Gloeosporium</u> sp., <u>Penicillium bacillosporum</u> y <u>Phyllosticta</u> sp.....	16
Enfermedades causados por bacterias.....	17
Mancha foliar por <u>Xanthomonas campestris</u> pv. <u>begoniae</u> ..	17
Tumores de begonia (<u>Corynebacterium fascians</u>).....	19
Agalla de la corona por <u>Agrobacterium tumefaciens</u>	20
Enfermedades causados por virus y micoplasmas.....	21
Virus de la marchitez manchada.....	21
Amarillamiento del Aster.....	22

MATERIALES Y METODOS.....	23
Localización del área de estudios.....	23
Muestreo y colecta de material.....	23
Aislamiento e identificación	24
Acaros.....	24
Insectos.....	25
Bacterias.....	24
Pruebas de patogenicidad.....	26
Hipersensibilidad en hojas de tabaco.....	26
Postulados de Koch.....	26
Técnica de tinción de Gram.....	27
Crecimiento en YDC.....	28
Motilidad.....	28
Prueba de Ryu.....	28
Tinción de flagelos.....	29
Pruebas bioquímicas.....	30
Metabolismo oxidativo / fermentativo.....	30
Producción de levana.....	30
Detección de fluorescencia.....	31
Pudrición de tubérculos de papa.....	31
Hidrólisis de gelatina.....	31
Hidrólisis de almidón.....	32
Producción de dihidrolasa de arginina.....	32
Prueba de oxidasa.....	33
Actividad lipolítica.....	33

Producción de catalasa.....	34
Producción de indol.....	34
Reducción de nitratos.....	34
Producción de ácido sulfhídrico.....	35

Hongos.....	35
-------------	----

Aislamiento.....	35
------------------	----

Obtención de cepas.....	36
-------------------------	----

Cepa 1.....	36
-------------	----

Cepas 2 y 3.....	37
------------------	----

Cepa 4.....	37
-------------	----

Cepa 5.....	37
-------------	----

Pruebas de patogenicidad.....	38
-------------------------------	----

Reaislamiento.....	38
--------------------	----

Identificación.....	39
---------------------	----

Virus.....	39
------------	----

RESULTADOS Y DISCUSION.....	41
------------------------------------	-----------

Acaros.....	41
-------------	----

Plagas.....	45
-------------	----

Enfermedades causadas por bacterias.....	49
--	----

Aislamiento y purificación.....	49
---------------------------------	----

Pruebas de patogenicidad.....	50
-------------------------------	----

Hipersensibilidad en hojas de tabaco.....	50
---	----

Postulados de Koch.....	50
-------------------------	----

	Pág.
Tinción de Gram.....	50
Crecimiento en YDC.....	51
Motilidad.....	51
Prueba de Ryu.....	51
Tinción de flagelos.....	51
 Pruebas bioquímicas.....	 52
Metabolismo oxidativo / fermentativo.....	52
Producción de levana.....	52
Detección de fluorescencia.....	52
Putrefacción de tubérculos de papa.....	52
Hidrólisis de gelatina.....	53
Hidrólisis de almidón.....	53
Producción de dihidrolasa de arginina.....	53
Prueba de oxidasa.....	54
Actividad lipolítica.....	54
Producción de catalasa.....	54
Producción de indol.....	54
Reducción de nitratos.....	54
Producción de ácido sulfhídrico.....	55
 Sintomatología en el invernadero.....	 56
 Enfermedades causadas por hongos.....	 58
Cepa 1.....	58
Cepa 2.....	60

Cepa 3.....	60
Cepa 4.....	62
Cepa 5.....	65
Enfermedades causadas por virus.....	67
Técnica de ELISA.....	68
Prueba de doble difusión en agar.....	68
Prueba de diferenciales.....	68
CONCLUSIONES.....	74
LITERATURA CITADA.....	75
APENDICE.....	81

LISTA DE CUADROS

CUADRO		Pág.
1	Plantas diferenciales inoculadas.....	40
2	Resultados de pruebas bioquímicas, fisiológicas y patogénicas aplicadas a la bacteria aislada de begonia.	57
3	Reacción del extracto foliar de begonia en plantas diferenciales.....	69
4	Distribución de plagas y enfermedades de la <u>Begonia tuberosa</u> en Xochimilco, D.F. Ciclo Marzo-Septiembre, 1991.....	71
5	Distribución de plagas y enfermedades de la <u>Begonia tuberosa</u> en Tlalmanalco, Edo. de México. Ciclo Marzo-Septiembre de 1991.....	72
6	Distribución de plagas y enfermedades de la <u>Begonia tuberosa</u> en Texcoco, Edo. de México. Ciclo Marzo-Septiembre de 1991.....	73

LISTA DE FIGURAS

Figura		Pág.
1	Familia Acaridae. Gen. <u>Tyrophagus</u> sp. Abertura y discos genitales (A) y sedas histerosomales largas (B).....	44
2	Orden Cryptostigmata. Un par de sensilas propodosomales (A) y abertura genital con valvas (B).....	44
3	Familia Sejidae. Dos pares de sedas largas insertadas sobre tubérculos en la región dorsodistal (A).....	44
4	Familia Ascidae. Placa genital truncada (A) y con una placa ventroanal (B).....	44
5	Familia Parholaspididae. Apotele pedipalpal de tres ramas, la central en forma de espátula (A), placa genital truncada y una placa ventroanal (B).....	46
6	Familia Pygmephoridae. Gnatosoma circular (A) y trocánteres IV más o menos rectangulares (B).....	46

Figura	Pág.
7 Familia Cunaxidae. Gnatosoma alargado y de forma cónica (A), pedipalpos tipo raptoril (B).....	46
8 Características morfológicas de la especie de <u>Phytium ultimum</u> aislada de begonia. Esporangio (A), anteridio (B) y oospora (C).....	61
9 Macroconidios (A), microconidios (B) y clamidosporas (C) típicos de <u>Fusarium oxysporum</u> . (Sheld.) S. & H.....	61
10 Macroconidios gruesos con los extremos romos (A) microconidios ovales (B) y clamidosporas (C), característicos de <u>Fusarium solani</u> (Reink. & Woll.).....	63
11 Estructuras fructíferas (conidióforos y conidios) del moho gris <u>Botrytis cinerea</u> (Persoon).....	63
12 Características morfológicas de <u>Cytospora</u> sp. aislada de begonia: picnidio estromático (A) y conidios (B).....	66

RESUMEN

En las localidades de Xochimilco, D.F., Tlalmanalco y Texcoco, Edo. de México, se llevaron a cabo muestreos para conocer e identificar los problemas fitosanitarios de la planta ornamental begonia tuberosa (Begonia tuberosa).

Durante esta investigación, también se logró definir en cada localidad las condiciones de invernadero en que se cultiva esta planta. Asimismo, se detallan algunos aspectos epidemiológicos de los factores bióticos evaluados en este estudio y se proponen algunas alternativas de control químico y cultural principalmente.

En la zona productora de Xochimilco, donde se emplea infraestructura semitecnificada (invernadero con malla de color negro y sombra al 50%) se detectaron ácaros, de los cuales se identificaron miembros de las familias Sejidae, Acaridae, y Ascidae y los siguientes problemas fitosanitarios: Insectos: Phyllophaga sp. y Peridroma saucia; hongos: Botrytis cinerea, Pythium ultimum, Fusarium oxysporum y F. solani; bacterias: Xanthomonas campestris pv. begoniae. En dicha localidad el principal problema fitosanitario correspondió a la pudrición del tubérculo, causada por un complejo de hongos, principalmente de los géneros Pythium y Fusarium.

En la localidad de Tlalmanalco, Edo. de México, se emplea infraestructura totalmente rústica (madera y plástico con sombra de casi el 85%), aquí se identificaron ácaros, miembros del orden Mesostigmata y Cryptostigmata, además los siguientes problemas: Insectos: Peridroma saucia y bacterias: Xanthomonas campestris pv. begoniae.

En el invernadero de Texcoco, Edo. de México, se emplea una infraestructura rústica (láminas transparentes de fibra de vidrio y sombra al 50%), en este sitio se detectó lo siguiente: ácaros, miembros de las familias Sejidae, Parholaspididae, Ascidae, Cunaxidae y Pygmephoridae; insectos: Peridroma saucia; hongos: Fusarium oxysporum, F. solani, Pythium ultimum, Botrytis cinerea y Cytospora sp; bacteria: Xanthomonas campestris pv. begoniae. En esta localidad el principal problema biótico lo presentó la pudrición del tubérculo, causada por Pythium ultimum, Fusarium oxysporum y F. solani.

En cuanto a virus, se detectaron en las tres localidades, y aunque no se logró su identificación plena, mediante las técnicas utilizadas, se observó que representan el principal problema en Tlalmanalco, con una incidencia del 80%.

INTRODUCCION

Las begonias (Begonia spp.) son un grupo de especies de plantas ornamentales muy atractivas y codiciadas en el mercado a nivel mundial, debido a la gran diversidad en el colorido, forma y tamaño de flores y hojas. Asimismo, es considerada como una de las plantas más versátiles para maceta.

Actualmente se conocen más de 1,000 especies, de las cuales se cultivan comercialmente alrededor de 200, distribuídas en Asia, Africa, Europa, y América, incluyendo a México. En nuestro país, son consideradas como plantas exóticas y se cultivan principalmente en Puebla, Michoacán, Veracruz, Edo. de México y D.F. (Xochimilco). La producción es para el mercado nacional y los floricultores que se dedican a su cultivo son beneficiados económicamente, principalmente por la gran aceptación comercial que tienen estas plantas ornamentales.

Como toda planta cultivada, las begonias están expuestas al ataque de plagas y enfermedades, factores que representan un grave peligro para la economía del floricultor, dadas las condiciones de invernadero en que se cultivan estas especies.

En México la información disponible acerca de este tópico es casi nula, por tal motivo se emprendió la presente investigación con los siguientes objetivos:

- 1.- Identificar las plagas y enfermedades más importantes de la begonia tuberosa en tres lugares de México.
- 2.- Conocer algunos aspectos epidemiológicos de los principales problemas fitosanitarios de la begonia tuberosa.
- 3.- Proponer alternativas de control.

REVISION DE LITERATURA.

Descripción botánica

Las begonias, también conocidas como begonias fresa, geranios fresa o coralinas, son plantas herbáceas originarias de Asia y América Tropical, fácilmente reconocible por sus hojas asimétricas, distribuidas en forma alterna en el tallo, el cual es muy succulento. Existen especies perennes que corresponden a plantas con rizoma y anuales con tubérculo. Las flores pueden ser simples o dobles, dependiendo de la especie, de diferentes colores y tamaños, y dispuestas en racimo. Cada flor representa un solo sexo, ya sea flor femenina o masculina en la misma planta, pero nunca en la misma flor; la flor masculina es la más bella y de mayor tamaño, la femenina de menor tamaño y con el ovario ínfero (Brilmayer, 1960). Por estas características las begonias son incluidas en la familia Begoniaceae y género Begonia. (Martín, 1977).

Su motivo ornamental lo constituyen el tamaño de las flores, y la abundancia de éstas, o bien el tamaño de hoja y sus colores llamativos.

Origen y Distribución

Las Begonias, originarias de Asia y América Tropical, actualmente están distribuidas en diversas partes del mundo, como: Europa, Canadá, E.U.A., México y Sudamérica (Martín, 1977 y Totemeier, 1988) en donde son consideradas como plantas exóticas.

Especies de Begonia

Las distintas especies del género Begonia se pueden clasificar con facilidad en: plantas con flores abundantes, plantas con flores de gran tamaño y plantas con hojas grandes o pequeñas pero muy decorativas. Estas especies varían en cuanto a su hábitat, reproducción y la susceptibilidad y/o resistencia a plagas y enfermedades. Las especies más comunes son: Begonia gracilis, B. semperflorens, B. rex, B. masoniana, B. hybrida, B. tuberosa. (Hogan, 1990), En esta última especie se incluyen a B. bolivien-
sis, B. davissii, B. rosaeflora, B. veitchii, sobresaliendo B. tuberosa erecta, B.t. pendula, B. bertini y B. discolor. (Martín, 1977 y Brilmayer, 1960).

Begonia tuberosa o B.tuberhybrida.

Las begonias tuberosas son plantas para maceta de floración atractiva, especímenes de jardín o plantas para jardineras de ventanas. Se pueden propagar por semilla, pero las plantas propagadas sexualmente deben iniciarse en Noviembre para que florezcan en primavera y/o plantar el tubérculo en Febrero o Marzo para que florezcan en Mayo o Junio (Kennard, 1977). Los tubérculos adquiridos por el floricultor pueden colocarse en cajas, semilleros de cajón o macetas para el inicio de la brotación y luego trasplantarse al recipiente final cuando se hayan desarrollado las dos primeras hojas de forma igual (Hogan, 1990).

Las begonias tuberosas se cultivan principalmente por sus flores, y la gran variación de colorido, forma y tamaño de éstas le dan a la planta un gran atractivo visual. Hay flores estaminadas y pistiladas en cada planta. Las flores dobles son las más prestigiadas, deseadas y afortunadamente las más abundantes (Larson, 1988 y Wright, 1977).

Problemas de la B. tuberosa causados por Insectos

Los insectos, por lo general, no son tan problemáticos para B. tuberosa si se comparan con otros cultivos, aunque el daño que

pueden causar, bajo ciertas condiciones de crecimiento de esta especie ornamental, llega a alcanzar niveles económicos considerables.

A continuación se mencionan las plagas más importantes de este cultivo.

Piojos harinosos (Pseudococcus longispinus y Planococcus citri).

Estos insectos son una de las plagas más importantes de las begonias. Se pueden distinguir por su cuerpo pequeño, de forma ovalada y protegido por una capa de apariencia algodonosa de color blanco; el aparato bucal es de tipo chupador que le permite extraer la savia de las plantas, provocando síntomas marcados de desnutrición; se encuentra principalmente en las axilas de las hojas, es decir, entre el tallo y el pedicelo de las hojas (Rockwell and Grayson, 1953).

Se pueden controlar satisfactoriamente con paratión (Blauvelt, 1944) y con aspersiones de malatión o carbarilo, aplicando 2 ó 3 veces a intervalos de 7 a 10 días (Pirone, 1978).

Pulgones (Aphis spp.)

La especie más común es Aphis gossypii, cuyo daño es visible

en el follaje brillante de las begonias; se establecen en el envés de las hojas, donde al alimentarse causan un enroscamiento y amarillamiento de la lámina foliar. Sin embargo, su mayor importancia se debe a que son eficientes transmisores de enfermedades virosas. A. gossypii se distingue de otros pulgones por su color verde pardo, café o negro. Se pueden controlar con Rotenona, Sulfato de Nicotina, Piretro (Rockwell and Grayson, 1953; Larson, 1988 y Martín, 1977), con malatión o carbarilo (Pirone, 1978).

Mosquita blanca (Trialeurodes vaporariorum)

Bajo condiciones favorables, T. vaporariorum puede causar daños muy graves a la begonia porque al multiplicarse rápidamente el consumo de alimentos es tan considerable que llega a perjudicar seriamente a las plantas, máxime que las hojas se amarillan y se secan. Además, este insecto puede transmitir enfermedades virosas, y la gran movilidad que tienen los adultos, incrementa su eficiencia como transmisores de virus (Martín, 1977; Pirone, 1978 y Larson, 1988).

Son fáciles de controlar con paratión. Blauvelt (1948), menciona que estos insectos pueden controlarse con paratión y Pirone (1978), con piretroides.

Trips (Euthrips parvus Heliothrips haemorrhoidalis, Parthenothrips dracaenae y Thrips flavus)

Los trips ocasionalmente infestan a las begonias, pero generalmente no son tan dañinos (Larson, 1988). El causante de las franjas suberificadas es el trips amarillo de las begonias Euthrips parvus; los daños en forma de manchas los ocasionan los otros trips. No es fácil encontrar al insecto en sitios con síntomas claros de daño, debido a que entre la invasión y la aparición de síntomas transcurre un tiempo largo y los insectos emigran a otros lugares del follaje (Rockwell and Grayson, 1953 y Pape, 1977).

Se encuentran principalmente en el haz de las hojas, donde se observan líneas plateadas de contorno irregular y color rojo parduzco, a lo largo de las nervaduras principales, las cuales toman también el color pardo; a veces los limbos foliares se deforman; en peciolos y tallos se ven síntomas similares. Se pueden controlar con malatión o paratión (Pirone, 1978).

Mosca minadora (Pegomya bicolor)

Las larvas de este insecto hacen galerías vesiculares, por lo que ocasionan grandes daños sobre todo en Begonia semperflorens, atacando hojas jóvenes. Las ninfas se encuentran en el

suelo o sobre las hojas. Se ha reportado en Francia y Alemania. Este insecto es común encontrarlo en Polygonum y Rumex (Pape, 1977).

Picudo de la vid negra (Otiorhynchus sulcatus)

Las larvas de este coleóptero se alimentan de las raíces, las cuales a menudo son completamente destruidas. Las plantas parasitadas se marchitan y mueren. Este insecto es controlado con endosulfán o carbofurán (Pirone, 1978).

Tortricido anaranjado (Argyrotaenia citrana)

Este insecto ocasionalmente ataca a las begonias. Raramente causa serios problemas y se controla con aspersiones de diazinón (Pirone, 1972).

Collembola

Son insectos muy pequeños, de 1 a 4 mm. de longitud, ápteros, de piel blanda, blanquecinos o azul negruzco y a veces verdosos. Poseen en la parte ventral del extremo del abdomen una especie de horquilla (furca) la cual le sirve para saltar grandes distancias. Se localizan en sitios húmedos y en camas calientes donde se alimentan de tejido en descomposición o de hongos. Pero

también invaden plantas vivas, sobre todo las finas y jugosas. El daño lo causan al devorar o mordisquear las raíces, partes subterráneas de tallos y hojas carnosas de las plantas, o roen los tubérculos. Si la tierra se mantiene húmeda se multiplican con gran rapidez (Pape, 1977).

Milpiés

Son miembros de otro grupo de artrópodos, las cuales se alimentan de estiércol y otros materiales orgánicos en el suelo, durante la noche. Estos insectos normalmente no atacan a tejido de plantas vivas; sin embargo, pueden ocasionar serios daños por alimentarse de las raíces especialmente. Destruyen semillas y ayudan a diseminar organismos que causan enfermedades (Dodge and Rickett, 1943).

Acaros que atacan a la begonia

Acaro de dos manchas (Tetranychus urticae)

Acaro ancho (Polyphagotarsonemus latus)

Acaro del ciclamino (Steneotarsonemus pallidus)

Los ácaros causan problemas extremadamente serios en begonias, especialmente los llamados comúnmente arañas rojas (Dodge and Rickett, 1943), principalmente porque las plagas diminutas frecuentemente no son detectadas, sino hasta que ya han dañado al

follaje. Las plantas deben revisarse con mucho cuidado para detectarlos a tiempo, por la presencia de telas de araña y la acumulación de polvo en el envés de las hojas (Larson, 1988).

Cuando los ácaros atacan los bordes de las hojas se rizan y se doblan hacia abajo, las hojas se tornan de color pardo oscuro, se suberifican y los limbos se vuelven muy frágiles; estos mismos daños se manifiestan en peciolo, tallos y botones florales, causan deformación y desecación de estos últimos (Pape, 1977).

La resistencia a los plaguicidas con demasiada frecuencia hacen difícil el control, por lo que se recomienda, en rotación adecuada, las aplicaciones de acaricidas específicos como Aramite, Dimite, Kelthane, (Brilmayer, 1960) o Tedión (Pirone, 1978).

Enfermedades de las begonias causadas por hongos

Tizón de las flores y Pudrición del tallo por Botrytis cinerea

Este hongo es el enemigo más frecuente y el más conocido que afecta a las begonias en todas las partes de la planta y etapas de crecimiento (Martín, 1977 y Larson, 1988) así como toda especie de begonias (Fletcher, 1984). En las hojas y flores produce manchas necróticas que al coalescer cambian a un color pardo y

son cubiertos por un moho grisáceo o café y finalmente se ennegrecen (Rockwell and Grayson, 1953). Los daños en tallos son lesiones blancas o cafés, acuosas, que al desarrollarse causan la muerte de la planta (Post, 1956; Kennard, 1977 y Horst 1990).

Cuando aparezcan los primeros síntomas de esta enfermedad, para poder controlarla, se recomienda recolectar las hojas y flores atacadas y quemarlas. Por otra parte, se recomienda quemar toda la planta tan pronto muestre pudrición de la corona o del tubérculo. Con esta práctica se reduce considerablemente la incidencia de la enfermedad, pues el agente causal produce un gran número de esporas que fácilmente son diseminadas por el agua que salpica o por el viento. Asimismo, la reducción de la humedad relativa, buena circulación del aire y el control de la temperatura (menor de 15 o mayor de 25°C) son factores que deben tomarse en cuenta para prevenir la presencia de esta enfermedad, así como la de mantener una buena separación entre planta y planta o con la aplicación de algún producto químico, como caldo bordelés (Rockwell and Grayson 1953 y Larson, 1988).

Cenicilla (Oidium begoniae y/o Erysiphe cichoracearum)

Es una de las principales enfermedades que afectan a la begonia. El desarrollo de esta enfermedad es muy espectacular ya que el follaje se torna de color blanquecino y una infección severa puede causar deformación y finalmente la muerte de la

planta (Powell y Quinn, 1978; Smith et al., 1992 y Horst, 1990). Esta enfermedad es problema únicamente en algunas regiones (Totemeir, 1988) y en algunas especies, como en Begonia rex y begonia tipo reiger elatior.

El patógeno, O. begoniae y/o E. cichoracearum es favorecido por alta humedad relativa y temperaturas entre 15-20°C, condiciones que prevalecen en el invernadero y, cuando además no hay una buena ventilación, desarrolla fácilmente epifitias. El poco espaciamiento, el riego tardío durante el día, la gutación y la susceptibilidad del cultivar también influyen sobre la severidad de la cenicilla. Esta enfermedad se disemina fácilmente por el viento a grandes distancias (Shurtleff, 1966)

Para el control de esta enfermedad se requiere, además de modificar el manejo del invernadero para evitar la presencia de enfermedades, hacer aplicaciones de fungicidas, aunque tienen el inconveniente de que se debe aplicar únicamente al follaje y no a la flor ya que puede ocasionar fitotoxicidad. La vaporización con azufre se ha practicado desde hace tiempo en invernaderos y todavía es muy efectivo (Larson, 1988). El Karathane, el Actidione PM, y el benomil también son efectivos (Pirone, 1978 y Forsberg 1976)..

Aunque el control es muy difícil, cuando la enfermedad está muy avanzada, es más recomendable eliminar las plantas afectadas

o puede ser controlada con aplicaciones periódicas de Benlate (Totemeir, 1988 y Fletcher, 1984).

Pudrición del tallo y de la corona por Pythium sp.

Esta enfermedad, causada por varias especies de Pythium puede ocasionar graves daños principalmente en Begonia rex, Reiger y tuberosas (Pirone, 1978). Los síntomas se manifiestan en la base del tallo como una pudrición café y suave, la cual puede avanzar hasta colapsar el tallo; los pecíolos se tornan flácidos, oscuros y puede provocar defoliación (Forsberg, 1976; Larson, 1988 y Pirone, 1978).

Se puede prevenir espaciando las plantas, proporcionando buena ventilación y racionalizando el uso del agua (Middleton et al., 1938; Forsberg, 1976 y Pirone, 1978)

Pudrición de la raíz por Thielaviopsis basicola

Ocasionalmente T. basicola ataca a la semilla o plantas jóvenes. La raíz de las plantas infectadas se torna de color negro y muere. Esta enfermedad se ha encontrado en todo tipo de begonias (Fletcher, 1984).

Como la enfermedad se presenta en semilleros lo más recomendable para el control es la esterilización del suelo que se va a utilizar (Pirone, 1978).

Ahogamiento por Pellicularia filamentosa

Los daños que causa Pellicularia filamentosa son muy similares a los ocasionados por diferentes especies de Pythium y Phytophthora por lo que se dificulta su reconocimiento. Provoca pudriciones lentas de la epidermis de color café oscuro o negro, algunas veces también afecta al tallo.

Las semillas y plantas jóvenes propagadas por hojas son frecuentemente atacadas, causando la pudrición de la hoja y la muerte de la planta. Este patógeno produce gran cantidad de esclerocios los cuales son capaces de sobrevivir por periodos largos en el suelo y ser diseminados fácilmente por el agua de riego (Fletcher, 1984)

Se puede controlar con benomil principalmente, aunque también se obtienen buenos resultados con Zineb y Captán (Shurtleff, 1966).

Marchitez por Verticillium dahliae

El hongo V. dahliae causa daños severos sobre todo en B. Reiger. Las plantas infectadas crecen lentamente y las hojas muestran secciones de color verde amarillento, las cuales se van presentando gradualmente al invadir al tallo; eventualmente provoca marchitez y muerte de la planta (Fletcher, 1984).

Para evitar la presencia de esta marchitez se debe usar planta sana libre del patógeno sobre todo cuando la planta es reproducida por tallos (Schurtleff, 1966 y Fletcher, 1984).

Existen otros tipos de enfermedades causados por hongos pero son poco comunes, y en la literatura en forma escueta se describen. Entre otras, se menciona a:

Pudrición del tallo por Fusarium sp.

Este hongo forma lesiones en el tallo al nivel del suelo, causando una pudrición seca (Daughte and Chase, 1992).

Manchas foliares por Cercospora sp., Gloesporium sp., Penicillium bacillosporum y Phyllosticta sp.

Estas cuatro especies causan manchas en las hojas y únicamente se pueden controlar eliminando las partes afectadas (Pirone, 1978).

Enfermedades causadas por bacterias

Mancha foliar por Xanthomonas campestris pv. begoniae

Xanthomonas campestris pv. begoniae (Takimoto) Dowson fue la primera bacteria reportada en las begonias en 1928. Originalmente fue descrita en begonias gloire de lorraine en Dinamarca (Dowson et al., 1938 y Chase, 1987)

En 1938, esta bacteria fue encontrada en Europa y en 1939 detectada en los Estados Unidos. Posteriormente ha sido encontrada en todas las regiones donde se cultivan begonias (Dowson et al., 1939 y Ark, 1939).

Los síntomas iniciales que causa X. campestris se manifiestan en las hojas como pequeñas ampollas o puntos translúcidos circulares, que con el tiempo se convierten en áreas muertas, o forman un exudado húmedo en los márgenes de la hoja como en Begonia tuberosa. Cuando las lesiones son numerosas es común la abscisión prematura de hojas. Las lesiones en B. rex son característicamente onduladas, irregulares e intervenales. Muchas lesiones se forman en los márgenes a lo largo de la hoja cuando ocurre la infección a través de los hidátodos. Sobre algunos hospedantes las lesiones comienzan en forma de "V" (Wehlburg, 1967 y Chase, 1987). Algunas veces los tallos se reblandecen y

se pudren. Esta enfermedad es transmitida por células bacterianas que salen en un exudado amarillento, el cual queda expuesto en la superficie de las hojas; se disemina fácilmente en condiciones de invernadero (Rockwell and Grayson, 1953 y Smith et al., 1992).

También pueden aparecer síntomas en los pecíolos y tallos. Sin embargo, las plantas pueden marchitarse y colapsarse por síntomas sistémicos, lo cual aparentemente resulta de la invasión de raíces por heridas. Uno de los primeros síntomas de infección sistémica es la presencia de exudado en el peciolo de begonias de raíz fibrosa y tuberosa. Si se examina el tejido vascular podrá observarse la presencia de la bacteria. En B. rex se ha observado una gran resistencia a la enfermedad (Harri et al., 1977), pero también se ha reportado que esta misma especie es la más susceptible en diferentes condiciones ambientales (Wehlburg, 1967). Las lesiones en pecíolos y tallos e infecciones vasculares causan marchitamiento en Begonia tuberosa y las lesiones locales resultan de heridas en el tallo (Dye, 1963).

Alta humedad relativa y temperatura favorable, facilitan el desarrollo de la enfermedad, así como poca ventilación (Forsberg, 1976; Strider, 1977 y Strider, 1978).

Para controlar esta bacteria se recomienda cortar las partes afectadas de la planta, eliminarlas y desinfectar con alcohol al

70% la navaja con la que se hizo el corte antes de volver a usarla. La diseminación de esta enfermedad puede evitarse con aplicaciones de fungicidas cúpricos (Pirone, 1978). Por otra parte, mucho ayuda mantener el invernadero con buena ventilación y reducir la humedad relativa, mediante la siembra de plantas bien espaciadas, o tratamientos con temperaturas altas, y propagar únicamente la parte sana (Rockwell and Grayson, 1953).

Entre otros productos químicos, como el sulfato de estreptomina, hidróxido cúprico, tetraciclina HCl, Maneb + Zinc, hidróxido de cobre-maneb-zinc, con los que se obtienen mejores resultados in vitro es con la tetraciclina HCL, que retardan el desarrollo de la enfermedad (Harri et al., 1977).

El hidróxido de cobre y el sulfato de estreptomina son los productos que han dado mayores resultados, pero con el inconveniente de que el hidróxido de cobre ha resultado fitotóxico para Begonia del tipo Rieger elatior (Strider, 1975).

Tumores de Begonia (Corynebacterium fascians)

En 1975 se encontró una masa de tumores en el cuello de la raíz de Begonia 'Schwabenland' al parecer causada por la bacteria Corynebacterium fascians, descrita como el agente casual de tumores en begonia lorraine en Alemania (Stark, 1964).

Esta especie es propagada por medio de hojas cortadas, cuando se hace la herida en el peciolo o en la vena central. En material enfermo en algunas de las heridas fueron formándose tumores extremadamente largos o cortos y gruesos. Algunas veces ocurrieron únicamente crecimientos anormales. Este patógeno es transmitido principalmente por áfidos (Van Hoof et al., 1979).

Agalla de la corona por Agrobacterium tumefaciens

Algunas especies de begonias son altamente resistentes a esta enfermedad, como es el caso de Begonia lucerna. Posiblemente se desarrolla en plantas con alta acidez y se sabe que afecta a diferentes variedades, ocasionando el típico hinchamiento en el cuello de la planta.

Para controlar a esta bacteriosis es recomendable cortar y destruir la parte afectada y aplicar al resto del tubérculo una solución de estreptomycin (Pirone, 1978).

Enfermedades causadas por virus y micoplasmas

Virus de la marchitez manchada, virus marchitamiento del jitomate o también llamado mosaico o mancha anillada (*Lycopersicum-Virus 3*).

Este virus ha sido reportado en ciertas especies de begonias, como en begonias de raíz tuberosa (Smith, 1957), en begonia lorena (Pape, 1977) y en B. *semperflorens* (Daughtre and Chase, 1992).

En algunos casos las hojas son deformadas con un marcado enanismo y el bronceado de la planta, típicas manchas circulares, o anillados y moteados, o manchas irregulares de color amarillo verdoso o pardas, manchas con estrías de color café o púrpura seguido por la muerte de la hoja (Rockwell and Grayson, 1953; Pape, 1977; Smith, 1957 y Pirone, 1978), así como una decoloración de las nervaduras o ennegrecimiento de éstas; tales síntomas son más visibles en el envés de la hoja. En B. *semperflorens* se observan hojas con manchas cafés al final del peciolo (Daughtre and Chase, 1992).

Para prevenir la diseminación del virus se deben destruir

los tubérculos infectados o descartar todas las plantas afectadas, así como el control de trips ya que éstos son los que se encargan de diseminar al virus (Smith, 1940 y Rockwell and Grayson, 1953).

Amarillamiento del Aster

Esta enfermedad, causada por un organismo tipo micoplasma, ha sido reportada atacando begonias, cuyos síntomas principales corresponden a manchas anilladas y deformación de las hojas. Para controlar a este organismo se recomienda sacar y destruir las planta afectadas y controlar insectos vectores con insecticidas tales como malati6n (Pirone, 1978 y Pirone et al., 1960).

MATERIALES Y METODOS.

Localización del área de estudio

El presente trabajo se desarrolló en tres localidades: Xochimilco, D.F., Tlalmanalco y Texcoco, Edo. de México. Las condiciones de cultivo para cada una de las localidades fueron diferentes principalmente en infraestructuras y manejo. En los tres sitios de estudios se hicieron:

Muestreos y Colecta de Material

Los muestreos se realizaron cada 2 semanas a partir del inicio del ciclo del cultivo (Febrero, 1991). En cada muestreo se determinó la presencia o ausencia de ácaros, insectos y enfermedades, con la finalidad de evaluar la incidencia de cada problema. Asimismo, se consideró las condiciones ambientales y el manejo del cultivo que el floricultor realizó.

Para determinar la presencia de ácaros se colectaron en total 15 muestras de suelo tomadas al azar en cada uno de los lugares muestreados. Cada muestra consistió de 1000 gr. de suelo, colectado en bolsas de plástico, etiquetadas debidamente y llevadas al laboratorio de Acarología para su análisis.

Para determinar la presencia de insectos se tomó como evidencia la no brotación del tubérculo o poco desarrollo de la planta, procediéndose a analizar toda la maceta. Por otro lado, sirvieron de guía los daños causados por los insectos del follaje.

Con respecto a las enfermedades se utilizó el método de observación de síntomas en tubérculos, tallos, hojas y flores. Las plantas enfermas fueron colectadas en bolsas de plástico, etiquetadas y transportadas al laboratorio de Fitopatología del Depto. de Parasitología de la UACH para su análisis.

Aislamiento e identificación

Acaros

Para aislar los ácaros, las muestras del suelo se colocaron en el embudo de Berlese que consiste de un embudo normal con una malla para dejar pasar únicamente a organismos pequeños como ácaros por el efecto del calor provocado por focos de 40 Watts colocados sobre las muestras, durante 24 y 48 horas, a este embudo se le conecta una manguera que desemboca en un frasco que contiene alcohol al 70%.

Una vez aislados se montaron para la caracterización al microscopio en líquidos de Hoyer como lo recomiendan Byerly (1971) y Krantz (1979); finalmente se etiquetaron debidamente y

se procedió a la identificación. Se utilizaron las claves de Krantz (1979) y en base a la literatura se determinó la condición saprófita o fitoparásitos de los ácaros.

Insectos

Los insectos colectados se hirvieron en agua para facilitar su identificación y se colocaron en frascos con alcohol al 70% según metodología de Domínguez (1990).

En el caso de enfermedades, las muestras colectadas fueron agrupadas en base al tipo de síntomas:

Bacterias

Para bacterias se examinaron, con la ayuda del microscopio estereoscópico los síntomas en hojas, después se cortaron de las lesiones, con una navaja flameada, pequeños trozos de 5 mm. de ancho por 8 mm. de largo, procurando que estos trozos fueran de tejido sano y enfermo, los cuales se desinfestaron superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio al 1% durante 30-60 seg. y, posteriormente, se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril. Seguidamente estos trozos de tejido se depositaron en el medio B de King (King et al., 1954) y PDA (López, 1984). Una vez inoculados los medios se incubaron a 28°C durante 24 a 48 horas. Después de este tiempo, para la obtención de cultivos

puros se separaron las diferentes colonias bacterianas que se encontraron en el medio en base a su morfología y color, las cuales se transfirieron a cajas de Petri con el mismo medio para incrementar el inóculo.

Para la identificación de bacterias se utilizó la guía para identificación de bacterias fitopatógenas descritas por Schaad, (1988), realizando las siguientes pruebas.

Pruebas de Patogenicidad

Hipersensibilidad en hojas de tabaco.

Esta prueba se realizó para detectar la capacidad patogénica de las bacterias. Para ésto, de cada cepa se preparó una suspensión bacteriana de 3×10^7 cel/ml con agua destilada estéril, la cual se inoculó por infiltración con una jeringa hipodérmica estéril en el envés de hojas de tabaco (Nicotiana tabacum var. Xanthi). Las plantas una vez inoculadas se dejaron por 24 horas en condiciones ambientales de laboratorio. Los datos de la reacción del tejido se tomaron a partir de 8 horas después de la inoculación.

Postulados de Koch.

Para cumplir con esta prueba, se utilizaron dos cepas

bacterianas y se inocularon en plantas de begonia. Para la inoculación de las cepas bacterianas, se cubrieron con bolsas de plástico plantas de begonia 24 horas antes; posteriormente, con una suspensión bacteriana de 3×10^7 cel/ml se asperjó sobre las hojas y se volvió a cubrir otras 24 horas, con la finalidad de conservar un alto grado de humedad. Se hicieron observaciones diariamente por 9 días. Después de este tiempo se compararon los síntomas manifestados en las plantas inoculadas con las observadas en invernadero. Como sólo una cepa reprodujo los síntomas típicos se realizó el reaislamiento del patógeno y se comparó con la cepa original.

Técnica de tinción de Gram.

Esta técnica consistió en hacer un frotis con bacterias de 24 a 48 horas de edad. El frotis se cubrió con cristal violeta (Apéndice 5) por un minuto. Después de este tiempo se lavó con agua corriente, se le agregó la solución lugol por un minuto, se lavó y se adicionó alcohol etílico por 30 segundos, se escurrió y se le puso safranina al 1% por 10 segundos y por último se lavó, se secó y se observó al microscopio compuesto con el aumento mayor utilizando aceite de inmersión.

Crecimiento en YDC

El mejor medio para observar el color y la consistencia de la bacteria, es mediante la prueba de crecimiento en medio de cultivo YDC (Apéndice 13). (Schaad, 1988).

En el medio de cultivo YDC, se sembró la bacteria problema en estría y se dejó incubar a una temperatura de 28°C. Después de 6 días se realizaron las observaciones.

Motilidad.

Se preparó una suspensión bacteriana de 24 horas de edad, para depositar una gota sobre un cubreobjeto; éste se colocó sobre un portaobjetos excavado con la gota suspendida. Inmediatamente se observó al microscopio compuesto.

Prueba de Ryu.

Esta prueba trata de la solubilidad en KOH de las paredes celulares de las bacterias al tratamiento con solución de KOH al 3%. Esta prueba apoya el resultado obtenido con la tinción de Gram. Consiste en colocar dos gotas de KOH al 3% en un portaobjetos limpio y en ellas poner una porción de la colonia bacteriana en estudio y mezclar perfectamente. Después de 10 segundos, con el asa, se hacen movimientos de arriba hacia abajo. Si hay

formación de hilo, la prueba se considera positiva y la bacteria es Gram negativa y viceversa.

Tinción de flagelos

La mayoría de las bacterias fitopatógenas tienen movimiento por medio de uno o varios flagelos; su posición es muy importante para la identificación taxonómica. Así, por ejemplo, las especies del género Xanthomonas se caracterizan por tener un solo flagelo polar.

El tipo de flagelo puede ser examinado rápidamente con el microscopio electrónico, pero cuando se carece de este aparato, se puede decidir por algún método de tinción flagelar para el microscopio compuesto, como el siguiente: Se colocó una gota de una suspensión de bacterias de aproximadamente 3×10^7 cél/ml, sobre un portaobjetos y se dejó secar al aire; luego se adicionó ácido tánico durante 5 minutos y se decantó; después se agregó cristal violeta por dos minutos, se lavó con agua destilada, dejándolo secar al medio ambiente y se observó al microscopio compuesto (100 x) con aceite de inmersión.

Pruebas bioquímicas

Metabolismo oxidativo / fermentativo.

Se usó el medio de Hugh y Leifson (1953) bajo condiciones aeróbicas y anaeróbicas (Apéndice 3). Cada tubo se inoculó por punción con una suspensión de 3×10^7 cel/ml de bacterias de 36 horas de edad. Para producir el ambiente anaeróbico, a cada tubo se le adicionó 2 ml de aceite mineral estéril. Se hicieron observaciones diariamente para detectar cambios de color verde turquesa o amarillo en el medio, lo cual indica la presencia de ácidos.

Producción de levana

En esta prueba se usó la técnica empleada por Schaad, (1988), en la cual se sustituyó la glucosa por sacarosa al 5% en el medio CPG (casaminoácidos-peptona-glucosa) (Apéndice 14). Este medio se inoculó por punción con un cultivo de 24 a 48 horas de edad y se incubó por 4 días. El crecimiento de colonias en forma convexa indica que esta prueba es positiva para la producción de levana.

Detección de fluorescencia

Para determinar producción de fluorescencia, se utilizó luz ultravioleta con una longitud de onda de 366 nm. Se empleó un cultivo bacteriano de begonia de 72 horas de edad en medio de cultivo BK (Apéndice 2).

Pudrición de tubérculos de papa

Se empleó la técnica descrita por Lelliott et al., (1966) la cual consistió en lavar y flamear con alcohol un tubérculo de papa, el cual se cortó en rebanadas de 8 a 10 mm de espesor; enseguida se inoculó con un cultivo bacteriano de 48 horas de edad, en una incisión que se hizo en el centro de cada rebanada y éstas se dejaron en cámara húmeda improvisada (cajas Petri con papel filtro humedecido) por 4 días. Después de este tiempo se revisaron para observar si produjo pudrición.

Hidrólisis de gelatina.

Se utilizó el medio empleado por Stanier et al., (1966) (Apéndice 7); el medio en los tubos se inoculó por punción con colonias bacterianas de 36 horas de edad. Los tubos inoculados y testigos se incubaron por 16 días en medio ambiente. Después de este tiempo los tubos se depositaron en el refrigerador por 20 minutos para solidificar la gelatina no licuada.

Hidrólisis del almidón

Esta prueba sirve para determinar la capacidad que tienen algunas bacterias de desdoblar el almidón en azúcares sencillos, tales como glucosa, mediante la acción de ciertas enzimas como la alfa y beta amilasa.

En medio con almidón en cajas de Petri (Apéndice 6), la cepa bacteriana se sembró por punción con dos repeticiones, dejando incubar a temperatura ambiente. Después de cuatro a seis días se inundó completamente la caja con una solución de Lugol (I + KI 2%). La reacción positiva se notará por un halo alrededor de la colonia bacteriana.

Producción de dihidrolasa de arginina

Se utilizó el medio de Thornley (1960) (Apéndice 10) para la realización de esta prueba. El medio en los tubos se inoculó por punción con colonias bacterianas de 36 horas de edad y a cada tubo se le agregó 2 ml de aceite mineral estéril para obtener la condición de anaerobiosis; posteriormente, se incubó durante 8 días. Esta prueba se considera positiva cuando el medio cambia de color naranja claro a rojo guinda.

Prueba de oxidasa

Con la ayuda de un asa de platino, se tomó una pequeña cantidad de la colonia bacteriana obtenida del medio BK, ésta se frotó en la superficie de un círculo de papel filtro impregnado previamente con una solución al 1% de N,N dimetil-p-fenildiamina-HCL. La reacción es positiva si se observa un cambio de color azul a azul violeta intenso, lo cual debe ocurrir en menos de 10 segundos.

Actividad lipolítica

Se empleó la técnica propuesta por Sierra (1957), según la cual se inoculó en forma de puntos el medio para lipólisis (Apéndice 9) con una masa bacteriana de un cultivo de 48 horas de edad y se incubó por 8 días. La presencia de cristales alrededor de la colonia en forma de halo indica que esta prueba es positiva.

Producción de catalasa

Se utilizó el método descrito por Castillo et al., (1973). Según éste, el cultivo bacteriano en prueba, de 48 horas de edad, se inunda con una solución de peróxido de hidrógeno al 10%. Si la bacteria es capaz de producir esta enzima, a los dos o cuatro minutos se observarán burbujas debido al desprendimiento de oxígeno.

Producción de indol

Consiste en demostrar la capacidad de la bacteria para desdoblar el triptofano en indol, piruvato y aminos. El indol es extraído por el alcohol amílico presente en el reactivo, y reacciona con él, y se manifiesta, por consiguiente, una coloración rojiza, la cual se desvanece después de 15 minutos.

La bacteria problema se cultivó en tubos con medio de cultivo bactotriptonal al 1% más extracto de caldo de levadura al 0.5%. Se metió a incubación por tres días y se adicionaron 2 gotas del reactivo de Kovac, recién preparado.

Reducción de nitratos

El método usado fue el descrito por Kiraly et al., (1974) (Apéndice 4). El medio se inoculó con una suspensión bacteriana de 3×10^7 cel/ml de un cultivo de 48 horas de edad y se incubó por dos y cinco días. Si los nitratos son reducidos solamente a nitritos, al agregar al medio inoculado unas cuantas gotas de solución de ácido sulfanílico y dimetil - alfa naftilamina el medio cambia de color amarillo claro a rojo; si no hubo reducción, el medio no cambia su color original y entonces, se le agrega unos granos o polvo de Zinc para inducir la reducción de nitratos a nitritos, y el color cambia otra vez al rojo. Si hay reducción completa no se presenta cambio de color ni con la adición de zinc.

Producción de ácido sulfhídrico

Algunas bacterias son capaces de desdoblar aminoácidos que contienen azufre y que liberan H_2S . Esto se comprueba mediante el uso del papel filtro cubierto totalmente con acetato de plomo el cual se ennegrece cuando está presente el ácido sulfhídrico. Primeramente se preparó un medio con peptona (Apéndice 15) en matraces Erlenmeyer de 25 ml esterilizados con calor húmedo. Por otro lado, se preparó una solución saturada de acetato de plomo para cubrir totalmente tiras de papel filtro de aproximadamente 0.5 por 4 cm. La bacteria se inoculó en el medio líquido y la tira de papel se introdujo en el matraz suspendido por la presión del tapón de algodón. Posteriormente, se puso en agitación a temperatura ambiente. Después de 24 hrs., si el papel toma una coloración oscura se considera reacción positiva.

Hongos

Para la identificación de hongos se procedió de la siguiente manera:

Aislamiento.

Primeramente se examinaron, con la ayuda del microscopio estereoscópico, los síntomas en las hojas, tallos y tubérculos; después se cortaron de las lesiones, con una navaja previamente

flameada, pequeños trozos de aproximadamente 5 mm. de ancho por 8 mm de largo, procurando que estos trozos fueran de tejido sano y enfermo, los cuales se desinfestaron superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio al 1% durante 2 a 3 minutos y, posteriormente, se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril, todo ésto cerca del mechero. Posteriormente estos trozos de tejido fueron colocados en el medio PDA (López, 1984) e incubados a 28°C durante 5 días.

Obtención de cepas.

Para la obtención de cultivos puros nuevamente se sembró en PDA tomando puntas de hifas; después de transcurrir 6 a 8 días en incubación se observó al microscopio compuesto las estructuras formadas, principalmente micelio, cuerpos fructíferos y esporas (Romero, 1988).

Cepa 1

Este hongo se sembró en los medios de cultivo PDA (Apéndice 1), jugo de tomate (Apéndice 11) y jugo de verduras (V-8) (Apéndice 10) y se puso a incubar a temperatura ambiente durante 4 días; después, se transfirieron discos de agar con la cepa en crecimiento, en agua estéril, agua de la llave, agua filtrada previamente de suelo con raíces de pasto cercanas al árbol de fresno y cada uno de estos a su vez con o sin semillas de amapola, con raíces de begonia, y se incubó al medio ambiente (Romero,

1988). Las observaciones se hicieron diariamente hasta los 10 días.

Cepas 2 y 3

Estas cepas se mantuvieron en el mismo medio (PDA) pero para obtener estructuras, tales como conidios, colocamos las cepas bajo condiciones de luz durante 72 horas (Booth, 1971).

Cepa 4

Este patógeno fue mantenido en medio PDA donde se desarrolló perfectamente, pero se observó que si se le daba el mismo tratamiento que a la cepa anterior formaba más rápidamente esclerocios.

Cepa 5

Este hongo se mantuvo en medio PDA, también se le expuso a luz continua durante 72 horas para acelerar la formación de estromas. Esta cepa se transfirió durante los 2 años de estudio, manteniéndola en condiciones frías del laboratorio y en condiciones de invernadero.

Prueba de patogenicidad

Para cumplir con los postulados de Koch, una vez aislado el hongo se inoculó en tubérculos previamente lavados y desinfectados al flamearlos con alcohol; después, los tubérculos inoculados se colocaron en una caja de Petri con papel filtro humedecido, la cual a su vez se metió en una bolsa de plástico, y ahí se mantuvieron durante 15 días. Las observaciones se hicieron cada tres días. Por otro lado, también se hicieron inoculaciones de las cepas en tallo y follaje por medio de herida, punción o por aspersión de cuerpos fructíferos, se cubrieron con una bolsa de plástico para mantener alta humedad relativa y facilitar el desarrollo del patógeno.

Reaislamiento.

Después de 15 días se compararon los síntomas producidos en plantas inoculadas con los observados en plantas enfermas procedentes de invernaderos, luego se realizó el reaislamiento del patógeno y se comparó con la cepa original. De igual manera se procedió con cada uno de los hongos aislados.

Identificación.

Para la identificación de las diferentes cepas se utilizó primeramente lo reportado por Romero (1988) y posteriormente se consultó la literatura más específica, como es el caso de Booth, (1971); Joffet, (1986); Edgerton, (1955); Agrios, (1985); Coley-Smith et al., (1980); Webster, (1986) y Ainsworth et al., (1973).

Virus

Las plantas con síntomas de virus fueron analizadas por la Técnica Indirecta de Inmunoabsorbancia con Enzimas Conjugadas o Sandwich ELISA (Clarck et al., 1977), utilizando como antisuero al Virus Mancha Anular del Jitomate.

La otra técnica realizada fue la de doble difusión en agar (Boss, 1983; Gibbs and Harrison, 1975), donde se utilizó el antisuero del Virus mosaico de la calabaza.

Por último se probaron plantas diferenciales para la identificación de virus. A continuación se enlistan las plantas utilizadas para cada uno de los virus sospechosos.

Cuadro 1. Plantas diferenciales inoculadas

Plantas Diferencia- les	Mancha anular del tabaco	Marchitez manchada del jitomate	Mosaico del Nabo
<u>Vigna unguiculata</u>	*	-	-
<u>Nicotiana glutinosa</u>	-	*	-
<u>Nicotiana clevelandii</u>	*	*	-
<u>Chenopodium quinoa</u>	*	-	*
<u>Phaseolus vulgaris</u>	*	-	-
<u>Cucumis sativus</u>	*	*	-
<u>Petunia hybrida</u>	-	*	-
<u>Tropaeolum majus</u>	-	*	-
<u>Brassica oleracea</u>	-	-	*
<u>Brassica rape</u>	-	-	*
<u>Nicotiana tabacum</u>	-	-	-
var. <u>rustica.</u>			
<u>Datura stramonium</u>	-	-	-

RESULTADOS Y DISCUSION

Acaros

En el suelo analizado se encontraron ácaros de los órdenes Astigmata, Cryptostigmata, Mesostigmata y Prostigmata.

En el orden Astigmata se identificó a la familia Acaridae, la cual presenta la característica principal de una placa propodosomal ligeramente esclerosada sobre la cual se encuentran un máximo de cinco pares de sedas, con una seda suprocoxal de aspecto plumoso arriba de las coxas 1, abertura y discos genitales y sedas histerosomales largas (fig. 1).

Estas mismas características coinciden con lo reportado por Krantz (1978) para esta familia y para el género Tyrophagus sp. Son de hábitos saprófagos, fungívoros, granívoros, predadores y algunos fitófagos. Es común encontrarlos en lugares húmedos alimentándose de bulbos de flores, raíces, tubérculos y semillas provocando decaimiento de ciertas partes de las plantas, Jeppson et al., (1975).

En los invernaderos de Xochimilco y Texcoco únicamente se hallaron, donde las condiciones ambientales fueron adecuadas para su desarrollo.

Los ácaros del orden Cryptostigmata presentan los estigmas de la coxa I a la III, se ocultan con placas por lo que no son visibles, gnatosoma con un par de ruteles, con un par de sensilas propodosomales de diferente forma, los tarsos de las patas terminan con una uña y con abertura genital con valvas (fig. 2). Son comunes en el suelo, ya que sus movimientos son lentos y su cuerpo esclerosado; este grupo no es de importancia fitopatógena pues se alimentan principalmente de hongos, bacterias, algas y levaduras, también los hay saprófagos y son muy abundantes en suelos con alto contenido de materia orgánica, pero sobre todo en hojarasca (Krantz, 1978).

Las condiciones de cultivo de la begonia en los tres invernaderos muestreados son parecidas a las que este autor menciona y quizás por eso, se encontró este tipo de ácaros.

En el orden Mesostigmata se identificaron a las familias Sejidae, Ascidae y Parholaspidae.

La familia Sejidae se caracteriza principalmente porque tiene un escutelo dorsal fragmentado equipado con gran cantidad de sedas tipo plumoso, en la región dorso distal del cuerpo con 3 pares de sedas más largas que el resto, de las cuales dos pares se encuentran insertadas sobre tubérculos que se proyectan hacia atrás (fig. 3). Características que coinciden con lo reportado por Krantz (1978).

Se alimentan de pequeños artrópodos que viven en el estiércol, por lo que son de hábitos depredadores, no son fitopatógenos, por lo tanto no causan daños a las raíces, ni a tubérculos de las plantas, según Krantz (1978). En este trabajo no se encontraron daños causados por estos ácaros.

La familia Ascidae presenta la placa genital truncada con un par de sedas, una placa ventroanal y escudo dorsal íntegro con más de 20 pares de sedas (fig. 4).

Son ácaros predadores, es decir, se alimentan principalmente de otros ácaros, nemátodos o insectos pequeños, en suelo o humus, algunos se alimentan de hongos.

Familia Parholaspididae. Los ácaros de esta familia se caracterizan porque el peritrema no rodea al estigma, apotele pedipalpal de tres ramas, la central en forma de espátula, placa genital truncada y con una placa ventroanal (fig. 5). Son ácaros de vida libre y asociados con la microflora de los suelos (Krantz, 1978).

Orden Prostigmata. De este orden se identificaron algunas familias como la Pygmephoridae y Cunaxidae.

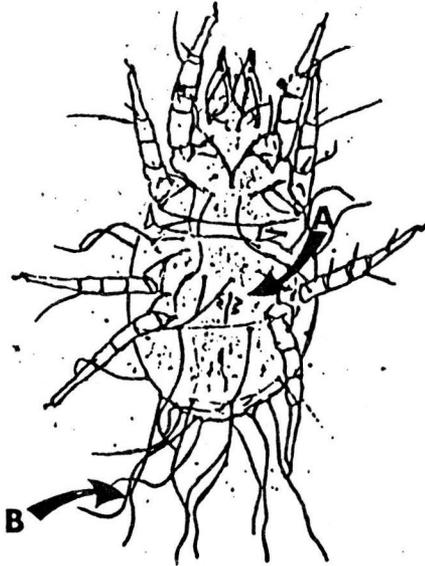


Fig. 1. Fam. Acaridae. Gen. *Tyrophagus* sp. Abertura y Discos genitales (A) y sedas histerosomales largas (B).

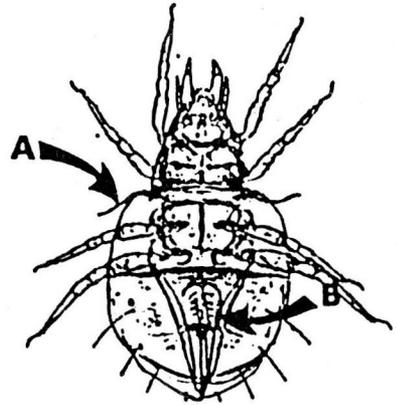


Fig. 2. O. Cryptostigmata. Un par de sensilas propodosomales (A) abertura genital con valvas (B).

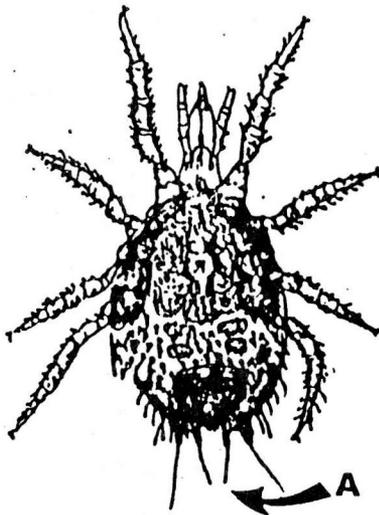


Fig. 3. Fam. Sejidae. Dos pares de sedas largas insertadas sobre tubérculos en la región dorsodistal (A).

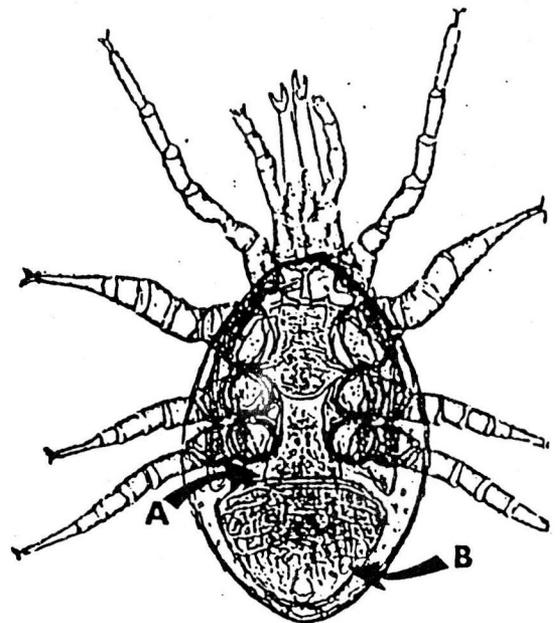


Fig. 4. Fam. Ascidae. Placa genital truncada (A) y con una placa ventroanal (B).

Los ácaros de la familia Pygmephoridae se caracterizan por tener un par de sensilas propodosomales en forma de raqueta, el gnatosoma circular y los trocánteres IV son más o menos rectangulares (fig. 6). Aparentemente la mayoría son foréticos asociados con insectos, aunque algunos atacan a cereales o son transmisores de enfermedades causadas por especies del género Fusarium, lo cual puede tener mucha importancia, ya que también se detectó como se señala más adelante, la presencia de Fusarium en tubérculos de begonia.

Familia Cunaxidae. Estos ácaros se diferencian por presentar el gnatosoma alargado y de forma cónica, pedipalpos tipo raptoril, tarsos con uñas y empodio en forma de Y, (fig. 7). Se alimentan de diferentes especies pequeñas de artrópodos en suelos con materia orgánica, aunque normalmente son raptores.

Plagas

En cuanto a plagas se refiere, se encontró en todos los lugares de muestreo insectos de la especie Peridroma saucia comúnmente conocidas como gusanos trozadores o rosquillas. La larva es café moteada o gris pálido u oscuro, a menudo muestra sombreados amarillos, naranja, o rosas; cabeza café amarillenta con reticulaciones café oscuras y franjas coronales, la serie de

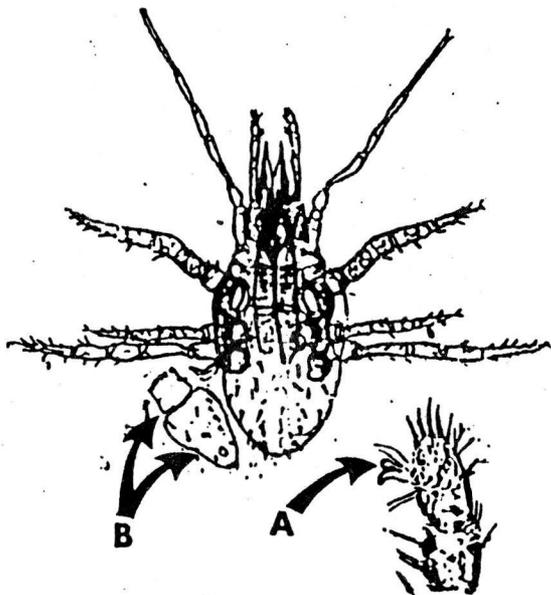


Fig. 5. Fam. Parholaspididae. Apotele pedipalpal de tres ramas la central en forma de espátula (A), placa genital truncada y con una placa ventroanal (B).

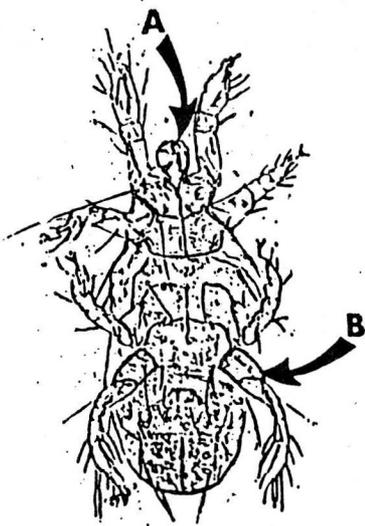


Fig. 6. Fam. Pygmephoridae. Gnathosoma circular (A) y trocanteres IV mas o menos rectangulares (B).

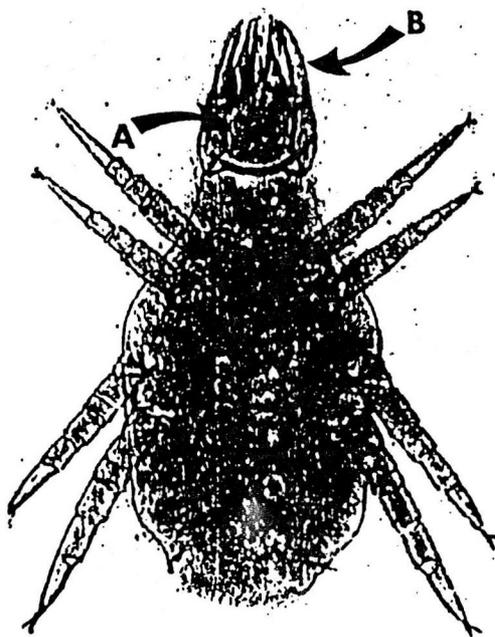


Fig. 7. Fam. Cunaxidae. Gnathosoma alargado y forma cónica (A), pedipalpos tipo raptoril (B).

segmentos son amarillo blanquecino, en la región mediodorsal del abdomen con manchas, esta característica es suficiente para su identificación; las manchas frecuentemente son más evidentes sobre los segmentos anteriores del abdomen. P. saucia es común en vegetales y flores de jardín y en muchos cultivos. La mayoría se alimenta de plantas herbáceas, es cosmopolita y polífago (Sther, 1987).

Este insecto se considera como el principal problema en cuanto a plagas se refiere, ya que al alimentarse de las hojas deja perforaciones, y en ocasiones devora completamente la hoja, los daños son más notorios cuando crece la planta, por lo que pierde estética la planta. Cuando ataca plántulas las llega a trozar y cuando se presentan en estado de floración se alimentan de ellas destruyéndolas completamente.

La forma más fácil de detectar esta plaga fue por la presencia de excremento en lugares donde se alimentó y por las perforaciones que causó a las hojas.

Control

Para el control de esta plaga se recomienda hacer aplicaciones de carbarilo, diazinón, clorpirofos y Bacillus thuringiensis .

Otro insecto que se identificó fue Phyllophaga sp., comúnmente conocida como gallina ciega. La larva es de tipo escarabi-forme, de color blanco sucio, cuerpo robusto, curvado y en forma de "C", patas largas y delgadas, mandíbulas bien desarrolladas. Todas estas características corresponden a lo encontrado en los muestreos y concuerdan con lo reportado por Domínguez et al., 1990 y Moron, 1986.

Esta plaga es ocasional, dependiendo del tipo de suelo que se use y de su manejo; se observó que es más frecuente cuando se plantan los tubérculos en suelos de encino y éstos no son tratados debidamente. Este insecto se encontró con más frecuencia en Xochimilco, comparado con Tlalmanalco y Texcoco. Sus daños se observan en los primeros meses de la plantación de tubérculos que son Marzo y Abril. Este insecto al alimentarse de un tubérculo, consume parte de él y el resto queda expuesto a hongos y bacterias que causan pudrición.

Control

Para este insecto se recomienda además de cernir el suelo, la aplicación de productos químicos como el carbofurán, clorpirifos o diazinón.

Cuando se aislaron los ácaros, también se encontraron altas poblaciones de Collembola e incluso dentro de tubérculos pero

únicamente cuando éstos estaban enfermos. Estos insectos, según Pape (1977) se alimentan de tejido en descomposición o de hongos, también invaden plantas vivas, sobre todo las finas y jugosas, raíces principalmente de ornamentales, devorándolas o mordisqueando las partes subterráneas de tallos y hojas carnosas o roen tubérculos y bulbos. Estos artrópodos fueron encontrados en los tres lugares de muestreo, superando su número en relación a los ácaros encontrados. Riess y Flores (1976) mencionan los daños causados por estos insectos en caña de azúcar.

En los muestreos de tubérculos se encontró dentro de éstos y debajo de macetas a los milpiés en los tres lugares de muestreo, están considerados como plaga en varios cultivos principalmente plantas ornamentales. Estos artrópodos pueden ocasionar serios daños al alimentarse de raíces principalmente, destruyen semillas y ayudan a diseminar organismos los cuales causan enfermedades, según Dodge and Rickett, 1943. En este estudio no se pudo comprobar esta aseveración.

Enfermedades causadas por bacterias

Aislamiento y purificación.

De las diferentes muestras que se sembraron en medios PDA y BK crecieron dos tipos predominantes de colonias: una de color crema y otra de color amarillo. Para su estudio se hicieron:

Pruebas de patogenicidad

Hipersensibilidad en hojas de tabaco.

De las dos cepas probadas, ninguna indujo la reacción de hipersensibilidad en el área infiltrada después de 24 horas.

Postulados de Koch.

En las hojas de las plantas de begonia inoculadas con las dos cepas, la cepa de color amarillo produjo puntos o manchas necróticas circulares iguales a las observadas en los invernaderos, por lo que a partir de ellas se hicieron reaislami-entos, obteniéndose una bacteria de color amarillo igual a la cepa original. Con ésto se demostró la patogenicidad de la bacteria que sirvió de base para correr las pruebas conducentes a su identidad taxonómica.

Tinción de Gram.

En el frotis se observaron bacilos de color rojo (Gram negativas). Estos resultados corresponden a las características de bacterias donde se ubica al género Xanthomonas (Dye and Lelliot, 1974).

Crecimiento en YDC.

Al hacer crecer la bacteria en este medio se observaron colonias de color amarillo y de consistencia mucoide, esto último se observó al querer separar masa bacteriana con el asa. Esta prueba es importante para la caracterización del género Xanthomonas, ya que es el único género que muestra tal característica en este medio de cultivo.

Motilidad.

Bajo las condiciones de gota suspendida la bacteria presentó movilidad activa, desplazándose de un lugar a otro.

Prueba de Ryu

Esta bacteria formó un hilo al mezclarla con el hidróxido de potasio en el portaobjetos, indicando ésto que es una bacteria Gram (-) y nuevamente se notó su consistencia mucoide.

Tinción de flagelos

Se observaron células bacilares rectas de 0.53 por 2.12 micras, con un solo flagelo polar características del género Xanthomonas.

Pruebas bioquímicas

Metabolismo oxidativo / fermentativo

Después de 6 días de la inoculación se notó que en el tubo donde no se adicionó aceite mineral estéril hubo un cambio de color verde a amarillo y el tubo con aceite mineral conservó su color, así como el testigo. Por lo tanto, la bacteria en estudio es oxidativa (aeróbica) y no fermentativa.

Producción de levana

Una vez que se cumplió el período de incubación, que son 6 días después de la siembra, no se observó ningún tipo de levantamiento convexo, por lo que se considera la prueba negativa, es decir, no produce levana.

Detección de fluorescencia

Cuando el cultivo bacteriano se observó a través de los rayos ultravioleta no mostró ningún tipo de fluorescencia.

Pudrición de tubérculos de papa

La bacteria únicamente creció en la superficie de la rebana de papa inoculada y no penetró, lo cual se considera una

putridión atípica. En tal caso puede calificarse como una ausencia de pudrición, ya que la rebanada de papa no perdió su consistencia.

Hidrólisis de gelatina

A los cuatro días después de la inoculación de la bacteria en un medio de gelatina al 12% empezó a observarse una ligera licuefacción del medio, la cual continuó progresivamente hasta que a los diez días el medio estaba licuado completamente. Por tal razón, la reacción se anota como positiva.

Hidrólisis de almidón

Después de agregar el lugol, el medio tomó una coloración morada oscura casi negra, excepto las áreas alrededor de la colonia; conforme se dejó pasar más tiempo el área sin teñir avanzó cada vez más, por lo que podemos concluir que esta bacteria produce amilasa.

Producción de dihidrolasa de arginina

Después de 15 días de incubación el medio no mostró ningún cambio de color, por lo que se considera una reacción negativa.

Prueba de oxidasa

Después de 10 seg. no se observó ningún cambio de coloración en el papel filtro, por lo que la prueba se considera negativa.

Actividad lipolítica

Después de 6 días de haber sembrado, alrededor de la colonia bacteriana, se formaron cristales en forma de halo, por lo tanto, se considera como una reacción positiva.

Producción de catalasa

Inmediatamente después de agregar el peróxido de hidrógeno, se desprendieron burbujas de la colonia bacteriana, indicando que la bacteria es capaz de producir catalasa.

Producción de indol

Al adicionar el cultivo de Kovac, no se observó ningún cambio en la coloración del medio y esto es similar a lo esperado para el género Xanthomonas.

Reducción de nitratos

Una vez adicionados los dos reactivos (ácido sulfanílico y alfa naftilamina), no hubo ningún cambio, por lo que se procedió a agregar polvo de Zinc y el cambio de coloración fue inmediato.

De acuerdo a estos resultados la cepa probada dió reacción negativa.

Producción de ácido sulfhídrico

Después de 24 horas el papel filtro tomó una coloración ennegrecida, lo que concuerda con lo descrito por Dye y Lelliott (1974) para el género Xanthomonas. A los dos días el papel estaba negro totalmente, por lo que reaccionó positivamente.

El diagnóstico realizado para el género Xanthomonas, básicamente esta fundamentado en las características (morfológicas y fisiológicas) de la colonia en diferentes medios de cultivo, así como la reacción que tiene lugar entre la bacteria y el medio,

algunas pruebas específicas y síntomas de la enfermedad que nos conlleva a la Familia Xanthomonadaceae (Dye and Lelliott, 1974).

Entre algunas pruebas de gran relevancia que se llevaron a cabo para deteminar que la bacteria a identificar pertenece al género Xanthomonas se puede mencionar: alta capacidad de precipitar el medio de cultivo en comparación con otros géneros, así como la rapidez con que lo hace, de consistencia mucoide, pigmento amarillo, insoluble en agua, crecimiento lento en el medio, reacción oxidativa y nunca fermentativa, forma de bacilo, Gram (-) y un flagelo polar (Da Silva, 1982).

Las pruebas bioquímicas y la prueba de patogenicidad concuerdan con las características de la especie Xanthomonas campestris pv. begoniae (Schaad, 1988).

El Cuadro 2 muestra las reacciones que se obtuvieron en cada una de las pruebas llevadas a cabo para la identificación de la bacteria en estudio.

Sintomatología en el Invernadero.

En el invernadero algunas hojas de las begonias, de pronto mostraron manchas pequeñas casi circulares, necróticas, con apariencia acuosa, las cuales vistas por el envés, en ocasiones se notaron rodeadas por un halo clorótico; algunas de estas manchas al crecer coalescieron, formando manchas grandes de forma irregular, que necrosaron una gran parte del área foliar. Estos síntomas son similares a los reportados por Chase (1987) para begonia, ocasionados por Xanthomonas campestris pv. begoniae.

Control

Para reducir la presencia de esta enfermedad se recomienda mantener buena separación entre plantas, con la finalidad de obtener ventilación. El riego no debe ser por aspersion, sino en forma directa a la maceta y hacer aplicaciones con bactericidas como la Agrimicina 100 o 500, asegurar un almacenaje con pies

Cuadro 2 . Resultados de pruebas bioquímicas, fisiológicas y patogénicas aplicadas a la bacteria aislada de begonia.

PRUEBA	RESULTADO
Reacción de hipersensibilidad	(-)
Patógeno a Begonia	(+)
Tinción de Gram	(-)
Crecimiento en YDC	amarilla, mucoide.
Motilidad	(+)
Prueba de Ryu	(+)
Flagelo monótrico	(+)
Oxidación/fermentación	(+/-)
Producción de levana	(-)
Fluorescencia	(-)
Pudrición de papa	(-)
Hidrólisis de gelatina	(+)
Hidrólisis de almidón	(+)
Dihidrolasa de arginina	(-)
Producción de oxidasa	(-)
Producción de catalasa	(+)
Producción de Indol	(-)
Reducción de NO ₃	(-)
Producción de H ₂ S	(+)

de madre sanos, destruir plantas enfermas y desinfectar suelo y macetas con formol.

Enfermedades causadas por hongos

De plantas provenientes de Texcoco y Xochimilco se aislaron cinco diferentes especies de hongos, a saber:

Cepa 1

Características: micelio cenocítico, con citoplasma granular, delgado; esporangios la mayoría terminales, esféricos y raramente papilados de pared lisa; generalmente con un anteridio parágino y sésil; oogonios esféricos terminales e incoloros; oosporas apleróticas y lisas, (fig. 8). Causó pudrición del tubérculo, en begonia al inocular artificialmente. Este hongo creció muy bien en el medio de jugo de verduras V-8 (Apéndice 10).

Estos resultados comparados con los reportados por Webster, 1986; Romero, 1988; Ainsworth et al., 1973 y Alexopoulos 1979, indican que el hongo aislado pertenece a la especie Pythium ultimum. Los daños principales que ocasionan son: necrosis de tallos jóvenes y pudrición húmeda al nivel del suelo lo que da como resultado la caída de toda la planta. Las zonas necróticas

de tallo se tornan blanquecinas, pálidas y arrugadas como lo menciona Robert and Boothroyd (1972) y Larson (1988).

Cabe señalar que este hongo ataca principalmente a tubérculos y se presentó severamente en Xochimilco y Texcoco. A los tubérculos los pudre completamente causando una pudrición blanda.

Control

El hongo puede sobrevivir en ausencia de plantas susceptibles por medio de las oosporas y posiblemente por esporangios o micelio saprofítico. Por estas razones es recomendable fumigar el suelo con bromuro de metilo, vapam, o con tratamientos de agua caliente a temperaturas de 45°C durante 30 minutos y evitar exceso de humedad.

Las plantas atacadas deben ser eliminadas inmediatamente, ya que el hongo se disemina rápidamente a través del suelo. Por otro lado, puede prevenirse el ataque de Pythium ultimum espaciando las plantas, para propiciar una buena ventilación (Middleton et al., 1938; Forsberg, 1975 y Pirone 1978).

Sin embargo esta enfermedad puede prevenirse con el tratamiento de tubérculos con productos químicos como el captán, thiram, previcur N ó diazoben.

Cepa 2

Características: Micelio septado; macroconidios falcados, finos, largos, puntiagudos, de pared delgada y septados, producidos en esporodoquios; microconidios pequeños, ovales y numerosos; clamidosporas tanto terminales como intercalares y de paredes lisas (fig. 9).

El crecimiento miceliar de este hongo en medio de cultivo PDA es de color salmón a violeta.

Cepa 3

Características: Micelio septado; macroconidios gruesos, no puntiagudos y con pared gruesa; microconidios pequeños y elípticos; conidióforos alargados; clamidosporas lisas (fig. 10).

En el medio de cultivo (PDA) se observa un pigmento crema-amarillento.

En base a estos resultados y comparados con los reportados por Alexopoulos 1979; Roberts y Boothroyd, 1972, Romero, 1988; Booth, 1971 y Joffe, 1986; se identificaron a estos hongos como Fusarium oxysporum (fig. 9) y F. solani (fig. 10), respectivamente.

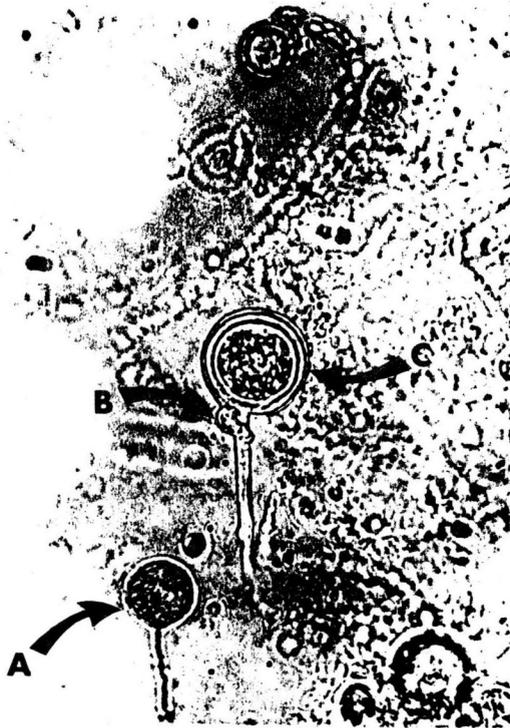


Fig. 8. Características morfológicas de la especie de *Pythium ultimum* aislada de begonia: Esporangio (A); anteridio (B) y oospora (C).

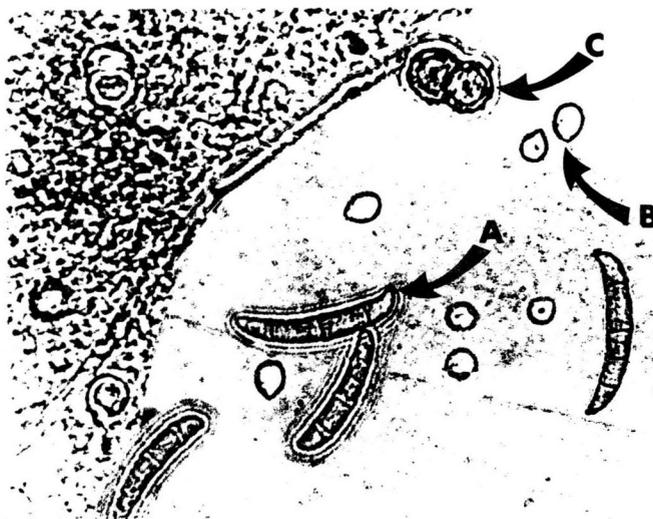


Fig. 9. Macroconidios (A), microconidios (B) y clamidosporas típicos de *Fusarium oxysporum* (Sheld.) S. & H.

Estos hongos (cepa 2 y cepa 3) causaron marchitez de la planta. En estados tempranos de la enfermedad las plantas se marchitan permanentemente y no vuelven a recuperar su turgencia. También estos hongos son capaces de sobrevivir durante 5 a 10 años como saprófitos en el suelo o por medio de clamidosporas (Roberts and Boothroyd, 1972). También forma lesiones en el tallo al nivel del suelo causando una pudrición seca, según Daughtre and Chase, 1992. Igualmente, se pudo observar que la coloración de la pudrición es café rojiza de consistencia seca y cuando se revisaron los tubérculos en los meses de diciembre y febrero estaban cubiertos por abundante micelio.

Esta enfermedad fue detectada principalmente en Texcoco y Xochimilco causando grandes daños.

Control

Para controlar este patógeno se recomiendan aplicaciones de tecto 60 a los tubérculos antes de sembrarlos.

Cepa 4

Características morfológicas: Conidióforos de color café claro, largos, delgados, septados, ramificados, con los ápices de las ramas hinchados de los cuales nacen esterigmas cortos que producen conidios de color gris en masa, unicelulares y ovales. (fig. 11).

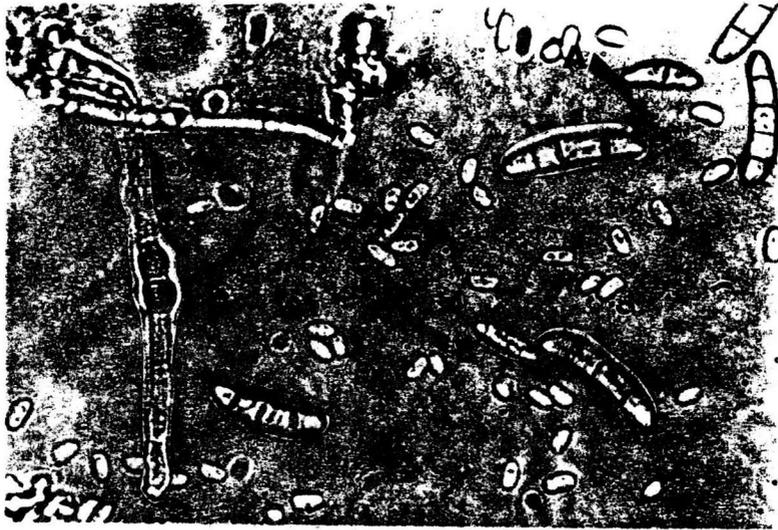


Fig. 10. Macroconidios gruesos con los extremos romos (A) microconidios ovales (B) y clamidosporas (C), característicos de Fusarium solani (Reink. & Woll.) Snyder & Hansen.



Fig. 11. Estructuras fructíferas, conidióforos y conidios, del moho gris Botrytis cinerea Persoon.

En el medio de cultivo PDA, después de 25 días se formó un gran número de esclerocios, negros y de forma irregular. Comparando estas características con lo reportado por Romero, 1988; Alexopoulos 1979 y Coley - Smith et al, 1980, se puede concluir que el hongo en cuestión pertenece al género Botrytis. La literatura reporta a Botrytis cinerea como la responsable de ocasionar daños en begonia.

La enfermedad causada por Botrytis cinerea provoca áreas muertas sobre hojas, flores y tallos de plantas atacadas; bajo condiciones favorables las lesiones en las hojas se alargan rápidamente y eventualmente toda la hoja puede tornarse negrusca, usualmente las hojas y flores afectadas son cubiertas por un moho café grisáceo.

Las lesiones en el tallo son de forma irregular, café oscuras, húmedas, y ocasionalmente hundidas. Esto ocurre cerca de la base del tallo, pero también puede desarrollarse a alguna distancia de la superficie del suelo. Los tallos pueden arrugarse y momificarse. En estados avanzados de la enfermedad todo el tejido interno del tallo es invadido, se debilita y se rompe fácilmente (Forsberg, 1976). Esta descripción corresponde a lo observado en Xochimilco y en menor grado en Texcoco.

Control

Primeramente se recomienda la eliminación de partes afectadas, separar las plantas para mantener buena ventilación y evitar riegos por aspersión; la aplicación de fungicidas como el difolantán, maneb, zineb, captán, thiram o benomil, se recomiendan para su control.

Cepa 5

Características: Algunas veces el picnidio es simple pero a menudo un picnidio puede contener varios lóculos, la pared del picnidio es gruesa, oscura y dura; los conidios salen a través de la abertura del picnidio en forma de gota mucilaginosa de color naranja o ámbar; los conidios son pequeños, hialinos, ligeramente encorvados (forma de salchicha) y constituidas por una sola célula (Edgerton, 1955; Riess, Flores, 1976; Agrios, 1985). Estas características corresponden a la descrita para el género Cytospora (fig. 12).

Este hongo se manifestó en forma de manchas irregulares de color rojo ladrillo o rojo cafésáceo en hojas cercanas al suelo. Las fructificaciones del hongo aparecen como protuberancias ásperas de color negro sobre la superficie de las hojas.

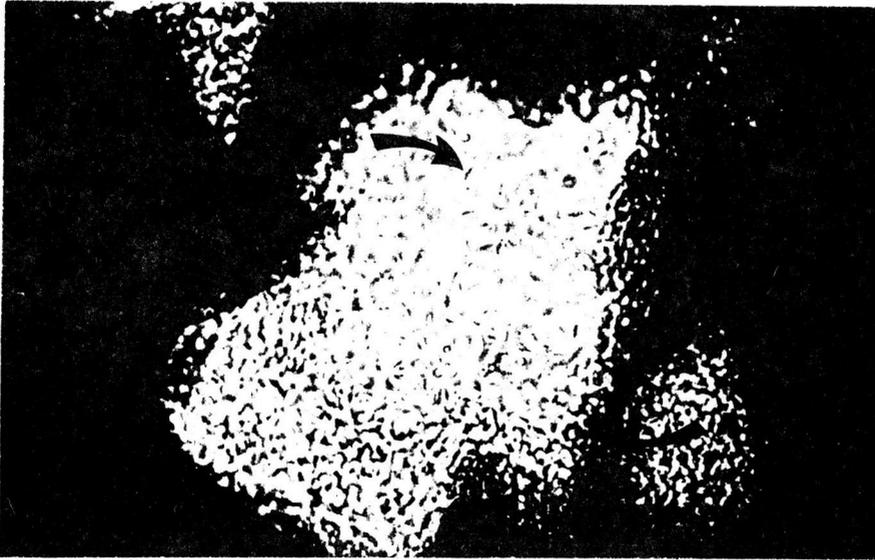


Fig. 12. Características morfológicas de Cytospora sp. aislada de begonia: picnidio estromático (A) y conidios (B).

Generalmente se encuentran en plantas dañadas por factores ambientales tales como frío o exceso de humedad en el suelo, o bien, por otras enfermedades. El hongo es saprófito, pero bajo las condiciones mencionadas puede convertirse en parásito (Edger-ton, 1955 y Agrios, 1985).

Estos mismos síntomas fueron observados en Texcoco, al igual que las estructuras mencionadas anteriormente.

Control

Para evitar la presencia de este hongo se debe mantener buenas prácticas culturales tales como el riego y fertilización con la finalidad de que las plantas sean vigorosas; evitar las heridas, eliminación y quema de partes afectadas y finalmente aspersiones con phygon XL.

Enfermedades causadas por virus

Las enfermedades cuyos síntomas se manifestaron en forma de manchas anulares concéntricas, moteados con mosaico, mosaico ligero, engrosamiento de nervaduras y mosaico rugoso, fueron tratadas como virosas. Por lo tanto para su identificación se utilizaron los siguientes medios.

Técnica de ELISA.

Los resultados obtenidos mediante esta técnica, utilizando como antisuero al virus mancha anular del jitomate, después de 20 minutos de haber adicionado el sustrato no se observó ningún cambio de color, por lo que esta prueba resultó negativa para el virus mancha anular del jitomate que es el virus que más se acercaba por su sintomatología, como lo menciona Pape, 1977; Daughtre and Chase, 1992; Rockwell and Grayson, 1953; Pirone, 1978 y Dr. Lozoya (comunicación personal).

Prueba de doble difusión en agar

Los resultados obtenidos de esta prueba fueron negativos para las 5 muestras, resultando únicamente positivo para el antígeno, por lo que se considera que no se trata del virus mosaico de la calabacita.

Prueba de diferenciales

Las plantas diferenciales que permitieron alguna respuesta al extracto foliar fueron: Nicotiana clevelandii que manifestó mosaico, Vigna unguiculata con manchas necróticas, Cucumis sativus deformación de la hoja y Nicotiana rustica anillos cloróti-

Cuadro 3. Reacción del extracto foliar de begonia en plantas diferenciales.

Diferenciales	Muestras						Virus Posible
	1	2	3	4	5	6	
<u>Vigna sinensis</u>	+						Mancha anular del tabaco
<u>Nicotiana clevelandii</u>	+					+	Mancha anular del tabaco y marchitez mancha del jitomate
<u>Chenopodium quinoa</u>							Mosaico del Nabo y mancha anular del tabaco
<u>Phaseolus vulgaris</u>							Mancha anular del tabaco
<u>Cucumis sativus</u>				+			Mancha anular del tabaco y marchitez manchada del jitomate
<u>Petunia hybrida</u>							Marchitez manchada del jitomate
<u>Nicotiana glutinose</u>							Marchitez manchada del jitomate
<u>Tropaeolum majus</u>							Marchitez manchada del jitomate
<u>Brassica oleracea</u>							Mosaico del nabo
<u>Brassica rape</u>							Mosaico del nabo
<u>Datura stramonium.</u>							
<u>Nicotiana rustica</u>						+	

cos. En base a estos resultados, con las plantas diferenciales empleadas, no se logró definir una reacción positiva completa para cada uno de los virus probados, esto quiere decir que posiblemente se trata de otros virus.

Control

Para evitar la diseminación de los virus se recomienda la eliminación de plantas o tubérculos infestados, así como el control químico de los trips utilizando malatión o temik, ya que son los que se encargan de diseminar a los virus.

A continuación se muestra la distribución de cada uno de los problemas fitosanitarios a través del ciclo vegetativo de las begonias y se enlistan en forma de importancia para cada lugar.

Cuadro 4. DISTRIBUCION DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE LA Begonia tuberosa EN XOCHIMILCO, D. F. CICLO MARZO - SEPTIEMBRE, 1991.

	M E S E S						
PLAGA O ENFERMEDAD	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOS.	SEP.
<u>Pythium ultimum</u>	X	X	X	X	X	X	X
<u>Fusarium oxysporum</u> y <u>F. solani</u>	X	X	X	X	X	X	X
<u>Botrytis cinerea</u>			X	X	X	X	X
<u>Xanthomonas</u> <u>campestris</u> pv. <u>begoniae</u>			X	X	X	X	X
<u>Phyllophaga</u> spp.	X	X					
<u>Peridroma saucia</u>		X	X	X			
Virosis			X	X	las plantas se elimi.		

Cuadro 5. DISTRIBUCION DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE LA Begonia tuberosa EN TLALMANALCO, EDO, DE MEXICO. CICLO MARZO-SEPTIEMBRE, 1991.

		M E S E S					
PLAGA O ENFERMEDAD	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOS.	SEP.
<u>Virosis</u>		X	X	X	X	X	X
<u>Xanthomonas</u>							
<u>campestris</u> pv.			X	X	X	X	X
<u>begoniae</u> .							
<u>Peridroma saucia</u>		X	X	X			

Cuadro 6. DISTRIBUCION DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE LA Begonia tuberosa EN TEXCOCO, EDO. DE MEXICO. CICLO MARZO-SEPTIEMBRE, 1991.

M E S E S							
PLAGA O ENFERMEDAD	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOS.	SEP.
<u>Fusarium oxysporum</u>							
y <u>F. solani</u> .	X	X	X	X	X	X	X
<u>Pythium ultimum</u>	X	X	X	X	X	X	X
<u>Botrytis cinerea</u>			X	X	X	X	X
<u>Cytospora</u> spp.			X	X	X	X	X
<u>Xanthomonas</u>							
<u>campestris</u> pv.			X	X	X	X	X
<u>begoniae</u>							
<u>Peridroma saucia</u>	X	X					
<u>Virosis</u>			X	X	Las plantas se elim.		

CONCLUSIONES

- 1) Con la begonia se encuentran asociados ácaros de las familias Sejidae, Acaridae, Parholaspididae , Ascidae, Pygmephoridae, Cunaxidae y el Orden Chyrtostigmata. Sólo Pygmephoridae son importantes, pues se reportan como transmisores de hongos patógenos del género Fusarium.
- 2) Los insectos Phyllophaga sp. y Peridroma saucia causan daño a la begonia desde el inicio de su cultivo.
- 3) Los hongos Fusarium oxysporum, F. solani y Pythium ultimum causan daño al tubérculo y al tallo, Botrytis cinerea, daña las hojas, tallos y flores; y Cytospora sp. produce manchas en tallos y hojas.
- 4) La bacteria Xanthomonas campestris pv. begoniae, causa la mancha grasienta de la hoja. Se presentó al inicio de las lluvias en las tres localidades de estudio.
- 5) Se requiere de un estudio más amplio para la identificación de los virus que afectan a la begonia en México.

LITERATURA CITADA.

Agrios, N.G. 1985. Fitopatología. Editorial Limusa. México. 756 p.

Ainsworth, G.C., Sparrow, F.K. and Sussan, S.A. 1973. The Fungi An Advanced Treatise. Volume IV B. A taxonomic review with keys: Basidiomycetes and lower fungi. Academic Press New York. 504p.

Alexopoulos, C.J. and Charles, W. Mims. 1979. Introductory Mycology 3 ed. New York, Wiley. 632 p.

Ark, P.A. and Tompkins. C.M. 1939. Bacteriosis of tuberous begonia. Phytopathology 29: 633-639.

Blauvelt, W.E. 1944. Greenhouse insecticides. Facts for Florists. New York State Extension Leaflet. 30 p.

Blauvelt, W.E. 1948. Parathion aerosol for greenhouse pest control. New York State Flower Growers Bul. 29: 1-6.

Booth, C. 1971. The Genus Fusarium. Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England. 237 p.

Boss, L. 1983. Introduction to plant virology. Wageningen 58 p.

Brilmayer, B. 1960. All about Begonias DOUBLEDAY and Co. USA. 224 p.

Byerly, K.F. 1971. Contribución al estudio de algunos ácaros fitoparásitos de México. Tesis de M.C. Colegio de Postgraduados. México. 90 p.

Castillo, T.J., R.H. Martínez y C.H. García. 1973. Guía para prácticas de microbiología general. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma de Nuevo León. México. 18 p.

Chase, A.R. 1987. Compendium of Ornamental Foliage Plant diseases. The American Phytopathological Society. St. Paul, Mn. USA. 92 p.

Clarck, M.F. y Adams, A.N. 1977. Characteristics of the microplate method of enzyme - linked inmunsorbent assay for detections of plant viruses. J. Virol. 34: 475-483.

Coley-Smith, J.R., Verhueff, K. and Jarvis W.R. 1980. The Biology of Botrytis. Academic Press. 18 p.

Da Silva, R. R. 1982. Identificación de bacterias fitopatógenas Depto. de parasitología agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo. Méx. 109 p.

Dodge, B.O. and Rickett, H.W. 1943. Diseases and Pests of Ornamental Plants. The Jaques Cattell Press, Lancaster, Pennsylvania. 638 p.

Daughtrey, M. and Chase, A.R. 1992. Ball Field Guide to Diseases of Greenhouse Ornamentals, Ball Publishing., Geneva, Illinois, U.S.A. 218 p.

Domínguez, R.R., Ayala O.J.L., Rodríguez, H.C., Domínguez, R.B. y Sánchez, A.H. 1989. Plagas Agrícolas, Universidad Autónoma Chapingo, Depto. de Parasitología Agrícola. 356 p.

Dowson, W.J., W.C. Moore, and L. Ogilvie. 1938. A bacterial disease of begonia. J. Potal Hortic. Soc. 63: 286-290.

Dye, D.W. 1963. Xanthomonas begonias (Takimoto, 1934) Dowson 1939, in New Zealand, N. Z. J. Sci. 6: 313-319.

Dye, D. W. and R. A. Lelliot. 1974. Bergey's manual of determinative bacteriology. Williams and Wilkins Co. Baltimore, USA. 1245 p.

Edgerton, C.W. 1955. Sugarcane and Its Diseases. Louisiana State University Press. 291 p.

Fletcher, J.T. 1984. Diseases of Greenhouse Plants. Longman London y New York. United States of América. Longman Inc., New York. 351 p.

Forsberg, J. L. 1976. Diseases of Ornamental Plants, University of Illinois Press. 2nd edition. Urbana, Chicago. 220 p.

Gibbs, A. and B. Harrison. 1975. Plant virology: The principles. Edward Anorld. p. 95-107.

Harri, J.A., Larsen, O.O. and Powel. C.C. Jr. 1977. Bacterial leaf spot and blight of Rieger Elatior begonia; Systemic movement of the pathogen, host range and chemical control trials. Plant Dis. Rep. 61: 649-653.

Hogan, E.L. 1990. Sunset House Plants A to Z. How to Choose, Grow, and Display. Lane Publishing Co. Menlo Park., California, United States, 6^a Ed. 112 p.

Horst, R. Kenneth. 1990 . Westcott's Plant Disease Handbook, 5 th ed. 953 p.

Jeppson, L.R., Keifer, H.H. and Baker, E.W. 1975. Mites Injurious to Economic Plants. University of California, Riverside, Printed in the United States of America. 614 p.

Joffe, A.Z. 1986. Fusarium species: their biology and toxicology. John Wiley and Sons. Jerusalem, Israel. 588 p.

Kennard, S. and Nelson, B.A. 1977. The greenhouse grower a career in floriculture. Formerly Extension Publisher, Inc. USA. 317 p.

King, E.O., M.K. Ward and Raney, D.E. 1954. Two simple media for the demonstration of pyocyanin and fluorescein. J.Lab. Clin. Med. 44: 301-307.

Krantz, G.W. 1978. A Manual of Acarology. 2^a ed. Oregon State University Inc. 507 p.

Larson, R.A. 1988. Introducción a la floricultura. Academic Press. USA. 607 p.

Laurie, S. 1950. Floriculture fundamentals and practices. Mc Graw-Hill Book Co. 496 p.

Lelliot, R.A., E. Billing y A.C. Hayward. 1966. A determinative scheme for the fluorescent plant pathogenic pseudomonas. J. appl. Bact. 29: 470-489.

López, A. G.F. 1984. Manejo de Hongos Fitopatógenos. Depto. de Enseñanza e Investigación en Parasitología Agrícola, UACH, Chapingo, México. 135 p.

Martín Ricardo. Dir. Ed. 1977. Begonia spp. Flora Enciclopedia Salvat de la Jardineria, Mallorca, 41-49.

Middleton, J.T., C.M. Tucker and C.M. Tompkins. 1938. Pythium Inglaterra disease of fibrous-rooted begonia. Phytopathology 28: 672. (abst.).

Morón, R. M.A. 1986. El género Phyllophaga en México: morfología, distribución y sistemática impraespecífica (Insecta: Coleoptera). Publicación 20. Instituto de Ecología. México, D.F., 34 p.

Pape, Heinrich. 1977. Plagas de las Flores y de las Plantas Ornamentales. Oikos-tau, S.A.- ediciones, Villssar de Mar-Barcelona-España. 656 p.

Pirone, P.P. 1978. Diseases and pests of ornamentals plants. 5ª ed. John Wiley and Sons. USA. p. 566-775.

Pirone, P.P. Dodge, B.O. and Rickett, H.W. 1960. Diseases and Pests of Ornamental Plants. 3rd ed. The Ronald Press Company. New York. 775 p.

Post, Kenneth. 1956. Florist Crop Production and Marketing. Orange Judd Publishing Company, Inc. New York, 891 p.

Powell, C.C. y Quinn, J.A. 1978. Preventing mildew on Rieger begonias. Florists Rev. 163 (4225), 64-65.

Riess, H.C. Ma, y Flores C.S. 1976. Catálogo de Plagas y Enfermedades de la Caña de Azúcar, Comisión Nacional de la Producción de Azúcar, México. 177 p.

Roberts, A.D. y Boothroyd, W.C. 1972. Fundamentos de Patología Vegetal, W.H. Freeman and Company. San Francisco (U.S.A.) 392 p.

Rockwell, M. and Grayson, S. 1953. The Complete Book of Bulbs. The American Garden Guide and Doubleday Company, Inc., Garden City, N.Y. 352 p.

Romero Cova, S. 1988. Hongos Fitopatógenos. Universidad Autónoma Chapingo. Dirección del Patronato Universitario, A.C. 347 p.

Schaad, N.W. 1988. A laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. American Phytopathological Society St. Paul, MN. 162 p.

Shurtleff, C. 1966. How to Control plant diseases in home and garden. Iowa State University Press, Ames, Iowa 2ª ed. 650 p.

Sierra, G. 1957. A simple method for the detection of lipolytic activity of microorganism and some observations on the influence of the contact between cell and fatty substrates. Antonie von Leeuwenhoek. J. Microb. and Serol. 25: 15 - 22.

Smith, I.M., Dunez. J, Lelliott R.A, Phillips D.H, Archer S.A. 1992. Manual de Enfermedades de las Plantas. Impreso en España Ediciones Mundi-Prensa. 671 p.

Smith, R. 1940. Diseases of flowers and other Ornamentals. Cal. Agr. Ext. Cir. 118: 1-108.

Stark, C. 1964. Blattrige Gallen an Lorraine-Begonien. Gartenwelt 64: 516-517.

Stehr, F.W. 1987. Inmature Insects. Kendall/Hunt Publishing Co. 754 p.

Strider, D.L. 1974 Resistance of Rieger elatior begonias to powdery mildew, and efficacy of fungicides for control of the disease. Plant Dis. Rep. 58: 875-878.

Strider, D.L. 1975. Chemical Control of bacterial blight of Rieger Elatior begonias caused by Xanthomonas begonia. Plant Dis. Rep. 59: 66-70.

Strider, D.L. 1975. Susceptibility of Rieger Elatior begonia cultivars to bacterial blight caused by Xanthomonas begonia. Plant Dis. Rep. 59 (1): 70-73.

Strider, D.L. 1978. Reaction of recently released Rieger Elatior begonia cultivars, to powdery mildew and bacterial blight. Plant Dis. Rep. 62: 22-23.

Totemeier, C. 1988. Summer - Flowering Bulbs in Plants The Gardens, Editors J. Fanning, et al, Brooklyn Botanic Garden Record. Vol. 37, No. 3

Van Hoof, H.A., Huttinga, H., Knaap. A., Maas Geesteranus, H.P., Mosch, W. H. M. and De Raay-Wieringa, D. G. J. 1979. Tumours of Begonia and some other ornamentals, induced by Corynebacterium fascians. Neth. J. Pl. Path. 85: 87-98.

Webster, J. 1986. Introduction to Fungi. 2nd Edition, Great Britain. 669 p.

Wehlburg, C. 1967. Bacterial leaf spot of Begonia. Fla. Dep. Agric., Div. Plant Ind. Plant Pathol. Circ. 62.2

Wright, Michael. 1977. El Jardin en Casa 2; Blume distribuidora, S.A. México. 129 p.

APENDICE

1.- Medio PDA (Papa-Dextrosa-Agar)

Ingredientes:

Papa	200.0 g
Dextrosa	20.0 g
Agar	15.0 g
Agua destilada	1000.0 ml

Preparación:

Los 200 gr de papa se cortaron en trozos, los cuales se colocaron en un matraz Erlenmeyer con 500 ml de agua destilada, se hirvieron a 1.1 kg/cm^2 por 15 min., se filtró a través de manta de cielo y el filtrado se aforó a 500 ml con agua destilada, después se adicionaron los otros componentes disueltos en 500 ml de agua destilada. La mezcla se esterilizó a 15 lb de presión por 15 min.

2.- Medio de cultivo B de King

Ingredientes:

MgSO ₄ . 7H ₂ O	1.5 g
K ₂ HPO ₄	1.5 g
Polipeptona	20.0 g
Agar	15.0 g
Glicerina	15.0 ml
Agua destilada	1000.0 ml

Preparación:

Se disuelve cada uno de los ingredientes en agua destilada en el orden en que estan citados, posteriormente se esteriliza a 1.1 kg/cm^2 de presión por un tiempo de 20 minutos.

3.- Medio de Hugh y Leifson (oxidación/fermentación)**Ingredientes:**

Peptona	2.0 g
Na Cl	5.0 g
KH_2PO_4	0.3 g
Bromotimol azul	0.03 g
Glucosa	10.0 g
Agar	3.0 g
Agua destilada	1000.0 ml

Preparación:

Se agrega cada uno de los ingredientes y la mezcla se coloca en tubos de ensaye con tapa de rosca, posteriormente se esteriliza a 1.1 kg/cm^2 durante 15 minutos. Mantener un PH=7.

4.- Medio para la reducción de nitratos a nitritos

Medio base

Ingredientes:

Peptona	10.0 g
K NO ₃	1.0 g
Agua destilada	1000.0 ml

Se adicionan los ingredientes al agua destilada y se esteriliza a 1.1 kg/cm² durante 15 minutos.

Reactivo A

Acido sulfanílico	0.28 g
Acido acético glacial	10.0 ml
Agua	25.0 ml

Reactivo B

Dimetil naftilamina	0.5 g
Acido acético 5N	100.0 ml

(Una parte de ácido acético en 2.5 partes de agua)

Preparación:

Los ingredientes de cada reactivo únicamente se mezclan en la cantidad de agua destilada indicada, en tubos de ensaye con tapa de rosca. Al crecer las bacterias en el medio base se les agrega unas cuantas gotas de reactivo 1 y 2.

5.- Tinción de Gram

Ingredientes:

Solución de cristal violeta

Cristal violeta	2.0 g
Oxalato de amonio	1.0 g
Agua destilada	100.0 ml

Preparación:

Unicamente se mezclan los ingredientes en el agua destilada.

Solución de lugol

Ingredientes:

Yodo	1.0 g
Yoduro de Potasio	2.0 g
Agua destilada	100.0 ml

Solución safranina

Safranina	1.0 g
Agua destilada	100.0 ml

Preparación:

Los ingredientes se adicionan y se mezclan en el agua destilada.

6.- Medio Agar-Almidón

Ingredientes:

Almidón soluble	10 g
Agua destilada	1000 ml
Papa	200 g
Agar	20 g

Preparación:

El extracto de papa se prepara de la misma forma que para el PDA. La mezcla se esteriliza a 1.1 kg/cm^2 durante 15 minutos.

7.- Medio Gelatina

Ingredientes:

Gelatina nutritiva	12.5 g
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

La gelatina nutritiva se disuelve en el agua destilada, se dispensan en tubos de ensaye con tapa de rosca y se esteriliza a 1.1 kg/cm^2 durante 15 minutos.

8.- Medio para lipólisis

Medio base.

Ingredientes:

Peptona	1.0 g
Na CL	0.5 g
Ca Cl ₂	0.01 g
Agar	1.5 g
Agua destilada	95.0 ml

Detergente Tween 80	5.0 ml
Agua destilada	100.0 ml

Preparación:

Se esterilizan a 1.1 kg/cm^2 durante 15 minutos por separado y después se le agrega el tween 80 al medio base, en proporción de un ml por cada 5 ml del medio.

9.- Medio de Thornley (Dihidrolasa de arginina).

Ingredientes:

Peptona	1.0 g
Na Cl	5.0 g
K ₂ HPO ₄	0.3 g
Fenol rojo	0.01 g
Arginina -HCL	10.0 g
Agar	3.0 g
Agua destilada	1000.0 ml

Preparación:

Se mezclan los ingredientes y se dispensan en tubos de ensaye con tapa de rosca, posteriormente se esterilizan a 1.1 kg/cm² durante 15 minutos.

10.- Medio Jugo V8-agar

Ingredientes:

Jugo de Verduras V-8 centrifugado	100 ml
CaCO ₃	2 g
Agar	15 g
Agua destilada	900 ml

Preparación:

Agregar CaCO_3 al jugo de verduras V-8, agitar hasta disolverlo, dejar reposar esta solución durante 10 minutos. Para clarificar la solución centrifugar durante 20 minutos a 3000 R.P.M. decantar y juntar el líquido sobrenadante hasta completar la cantidad requerida.

Utilizar los 900 ml de agua destilada para disolver el agar, mezclando esta solución con el jugo de verduras V-8 centrifugado.

11.- Medio Jugo de Tomate-agar

Los ingredientes son los mismos que para el jugo V-8, únicamente se substituye el V-8 por el jugo de tomate y se procede de la misma forma.

12.- Medio YDC

Ingredientes:

Extracto de levadura	5 gr
Glucosa	20 gr
CaCO ₃	20 gr
Agar	15 gr
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

Se mezclan los ingredientes y se esteriliza a 1.1 kg/cm² de presión durante 15 minutos.

13.- Medio base CPG (casaminoácidos - peptona - glucosa)

Ingredientes:

Glucosa	10 gr
Caseina hidrolisada	1 gr
Bactopeptona	10 gr
Agar	18 gr
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

Después de disolver los ingredientes en el agua destilada se esteriliza a 1.1 kg/cm² de presión durante 20 minutos.

14.- Medio para la producción de ácido sulfhídrico**Ingredientes:**

$\text{NH}_4 \text{ H}_2 \text{ PO}_4$	0.5 gr
$\text{K}_2 \text{ HPO}_4$	0.5 gr
$\text{Mg SO}_4 \cdot 7 \text{ H}_2\text{O}$	0.2 gr
Na cl	5.0 gr
Extracto de levadura	5.0 gr
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

Se disuelven los ingredientes en el agua, se agrega 0.5 g de peptona y se esteriliza a 1.1 kg/cm^2 durante 15 minutos

IMPRESA "SAGITARIO"

PLAZA TEK'S

ALLENDE 116 LOCAL 14

TEL. 4-97-79

TEXCOCO, MEX.

