

El Nopal

principales plagas y enfermedades
del Nopal en México



Catarino Perales Segovia
Ernesto González Gaona
Ofelda Peñuelas Rubio
Jaime Mena Covarrubias
Lucila Perales Aguilar
Leandris Argente Martínez

Compiladores


Pantanal Editora

2024

Catarino Perales Segovia
Ernesto González Gaona
Ofelda Peñuelas Rubio
Jaime Mena Covarrubias
Lucila Perales Aguilar
Leandris Argente! Martínez
Compiladores

El Nopal: principales plagas y enfermedades del nopal en México



Pantanal Editora

2024

Copyright© Pantanal Editora

Editor Chefe: Prof. Dr. Alan Mario Zuffo

Editores Executivos: Prof. Dr. Jorge González Aguilera e Prof. Dr. Bruno Rodrigues de Oliveira

Diagramação: A editora. **Diagramação e Arte:** A editora. **Imagens de capa e contracapa:** Canva.com. **Revisão:** O(s) autor(es), organizador(es) e a editora.

Conselho Editorial

Grau acadêmico e Nome

Prof. Dr. Adaylson Wagner Sousa de Vasconcelos
Prof. MSc. Adriana Flávia Neu
Prof. Dra. Allys Ferrer Dubois
Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior
Prof. MSc. Aris Verdecia Peña
Prof. Arisleidis Chapman Verdecia
Prof. Dr. Arinaldo Pereira da Silva
Prof. Dr. Bruno Gomes de Araújo
Prof. Dr. Caio Cesar Enside de Abreu
Prof. Dr. Carlos Nick
Prof. Dr. Claudio Silveira Maia
Prof. Dr. Cleberton Correia Santos
Prof. Dr. Cristiano Pereira da Silva
Prof. Ma. Dayse Rodrigues dos Santos
Prof. MSc. David Chacon Alvarez
Prof. Dr. Denis Silva Nogueira
Prof. Dra. Denise Silva Nogueira
Prof. Dra. Dennyura Oliveira Galvão
Prof. Dr. Elias Rocha Gonçalves
Prof. Me. Ernane Rosa Martins
Prof. Dr. Fábio Steiner
Prof. Dr. Fabiano dos Santos Souza
Prof. Dr. Gabriel Andres Tafur Gomez
Prof. Dr. Hebert Hernán Soto Gonzáles
Prof. Dr. Hudson do Vale de Oliveira
Prof. MSc. Javier Revilla Armesto
Prof. MSc. João Camilo Sevilla
Prof. Dr. José Luis Soto Gonzales
Prof. Dr. Julio Cezar Uzinski
Prof. MSc. Lucas R. Oliveira
Prof. Dra. Keyla Christina Almeida Portela
Prof. Dr. Leandro Argentel-Martínez
Prof. MSc. Lidiene Jaqueline de Souza Costa Marchesan
Prof. Dr. Marco Aurélio Kistemann
Prof. MSc. Marcos Pisarski Júnior
Prof. Dr. Marcos Pereira dos Santos
Prof. Dr. Mario Rodrigo Esparza Mantilla
Prof. MSc. Mary Jose Almeida Pereira
Prof. MSc. Núbia Flávia Oliveira Mendes
Prof. MSc. Nila Luciana Vilhena Madureira
Prof. Dra. Patrícia Maurer
Prof. Dra. Queila Pahim da Silva
Prof. Dr. Rafael Chapman Auty
Prof. Dr. Rafael Felipe Ratke
Prof. Dr. Raphael Reis da Silva
Prof. Dr. Renato Jaqueto Goes
Prof. Dr. Ricardo Alves de Araújo (*In Memoriam*)
Prof. Dra. Sylvana Karla da Silva de Lemos Santos
MSc. Tayronne de Almeida Rodrigues
Prof. Dr. Wéverson Lima Fonseca
Prof. MSc. Wesclen Vilar Nogueira
Prof. Dra. Yilan Fung Boix
Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme

Instituição

OAB/PB
Mun. Faxinal Soturno e Tupanciretã
UO (Cuba)
IF SUDESTE MG
Facultad de Medicina (Cuba)
ISCM (Cuba)
UFESSPA
UEA
UNEMAT
UFV
AJES
UFGD
UEMS
IFPA
UNICENTRO
IFMT
UFMG
URCA
ISEPAM-FAETEC
IFG
UEMS
UFF
(Colômbia)
UNAM (Peru)
IFRR
UCG (México)
Rede Municipal de Niterói (RJ)
UNMSM (Peru)
UFMT
SED Mato Grosso do Sul
IFPR
Tec-NM (México)
Consultório em Santa Maria
UFJF
UEG
FAQ
UNAM (Peru)
SEDUC/PA
IFB
IFPA
UNIPAMPA
IFB
UO (Cuba)
UFMS
UFPI
UFG
UEMA
IFB
UFPI
FURG
UO (Cuba)
UFT

Conselho Técnico Científico
- Esp. Joacir Mário Zuffo Júnior
- Esp. Maurício Amormino Júnior
- Lda. Rosalina Eufrausino Lustosa Zuffo

Ficha Catalográfica

Catálogo na publicação
Elaborada por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

N821

El Nopal: principales plagas y enfermedades del nopal en México / Organizadores Catarino Perales-Segovia, Ernesto González-Gaona, Ofelda Peñuelas Rubio, et al. – Nova Xavantina-MT: Pantanal, 2024. 80p.

Outros organizadores: Jaime Mena Covarrubias, Lucila Perales Aguilar, Leandris Argente Martínez.

Livro em PDF

ISBN 978-65-85756-20-4

DOI <https://doi.org/10.46420/9786585756204>

1. Plagas agrícolas. I. Perales-Segovia, Catarino (Organizador). II. González-Gaona, Ernesto (Organizador). III. Argente-Martínez, Leandris (Organizador). III. Título.

CDD 632.3

Índice para catálogo sistemático

I. Plagas agrícolas



Nossos e-books são de acesso público e gratuito e seu download e compartilhamento são permitidos, mas solicitamos que sejam dados os devidos créditos à Pantanal Editora e também aos organizadores e autores. Entretanto, não é permitida a utilização dos e-books para fins comerciais, exceto com autorização expressa dos autores com a concordância da Pantanal Editora.

Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000.
Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil.
Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp).
<https://www.editorapantanal.com.br>
contato@editorapantanal.com.br

Prologo

El Nopal, una de las plantas emblemáticas de México, cuyos usos y costumbres de su utilización han perdurado desde tiempos prehispánicos, no ha recibido la mejor atención y es considerado como una planta “Rustica”. Su producción se ve afectada por diversos organismos, tanto plagas como enfermedades, que causan daños a la integridad de la planta, así como a los productos obtenidos como nopalitos y tunas. En el presente escrito, se presenta información útil para identificar y manejar de manera segura y amigable con el ambiente a estos organismos para reducir sus poblaciones por debajo del umbral económico y evitar los daños ocasionados. Además, para contribuir al conocimiento sobre alternativas que sustituyan a los plaguicidas sintéticos para el control de estas plagas, en busca de producir de manera inocua para contribuir al incremento de la seguridad alimentaria nacional.

Ente las Instituciones que han colaborado con la publicación del documento se encuentran como parte de la Secretaría de Educación Pública, el Tecnológico Nacional de México (TECNM), con su Director General, el Maestro Ramón Jiménez López, el Dr. Gaudencio Lucas Bravo como Secretario Académico de Investigación e Innovación y el Dr. Jesús Olayo Lortia, Director de Posgrado, Investigación e Innovación (DEPII-TECNM). Además de Profesores Investigadores del Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes, I. T. Valle del Yaqui e I.T. Superior de Apatzingán, que participaron como editores y autores.

Por parte de la Secretaria De Agricultura Y Desarrollo Rural (SADER), el Dr. Luis Ángel Rodríguez del Bosque, Encargado de despacho del Instituto Nacional De Investigaciones Forestales, Agrícolas Y Pecuarias (INIFAP), el Dr. José A. Cueto Wong, Director Regional del Centro De Investigación Regional Norte Centro, y el Dr. Luis Reyes Muro Director de Coordinación y Vinculación en Aguascalientes. Incluyendo como autores y editores a destacados Investigadores de los Campos Experimentales de Pabellón de Arteaga, Ags., Calera, Zac., Apatzingán, Mich. y Santiago Ixcuintla, Nay.

Los compiladores

Sumario

Prologo.....	4
Capítulo I.....	7
Principios del manejo de plagas insectiles.....	7
Capítulo II	22
Plagas insectiles del Nopal y su control.....	22
Capítulo III.....	59
Principios del manejo de enfermedades.....	59
Capítulo IV	67
Principales enfermedades del Nopal.....	67
Índice	78
Sobre los compiladores.....	79

Principios del manejo de plagas insectiles




Picudo de la penca del nopal afectado por hongos entomopatógenos. Foto: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC


Capítulo I

Principios del manejo de plagas insectiles


Recibido em: 01/12/2023

Acceto em: 08/02/2024

 10.46420/9786585756204cap1

Ernesto González Gaona 

Jaime Mena Covarrubias 

Julio Lozano Gutiérrez 

Alberto Margarito García Munguía 

Martha Patricia España Luna 

Karla Vanessa De Lira Ramos 

Carlos Alberto García Munguía 

En forma natural las plantas son atacadas por insectos y estos a su vez, son afectados por otros insectos o microorganismos en un intercambio de energía entre los diferentes niveles conocido como balance de la naturaleza o control natural; sin embargo, cuando el hombre establece una planta bajo cultivo y esta es atacada, se le denomina como “plaga” al insecto fitófago, ya que entra en contraposición con los intereses del hombre de obtener un producto o beneficio de esa planta (nopalito o tuna), es decir es un término antropocéntrico acuñado por el hombre y la importancia de la plaga depende de la cantidad, de producto dañado o el porcentaje de pérdida de calidad ocasionada.

Para que una plaga ocasione daños de significancia económica necesita existir una cantidad de ellos atacando al cultivo en un momento dado; es decir, una población que ocasiona daños por arriba de un umbral de daño, que se define como la densidad de insectos que puede ocasionar una reducción en el valor del cultivo (plantas, pencas, nopalitos o tunas dañadas) que es mayor que el costo del tratamiento de control (costo del plaguicida más el costo de la aplicación) (Stern, 1973; NAS, 1975). Aunque cabe mencionar que no existen datos sobre los umbrales de daño ocasionados por las diferentes plagas en el nopal, lo cual trae consigo que se sobrestimen los daños y se consideren situaciones de alarma, lo que conlleva a la aplicación de medidas de manejo excesivas y en algunos casos innecesarias (Perales et al., 2010).

Rodríguez (1998) señala que existen varias razones por las que un insecto se convierte en plaga, entre las que destacan:

1) Introducir un insecto nuevo a la región o al invadir un área no colonizada; en este caso el insecto se denomina como “plaga exótica”, como el caso de la palomilla sudamericana del nopal *C. cactorum* que puede invadir el nopal cultivado y silvestre en las áreas este y noreste de México con altas

probabilidades de que se establezca también en el sureste y en las zonas costeras (Zimmermann et al., 2000; Soberón et al., 2001; CONABIO, 2010).

2) Estimular la sobrepoblación del insecto con la disponibilidad de recursos abundantes y permanentes, que se da al establecer plantaciones homogéneas de *Opuntias*, esto es común en plagas endémicas o nativas, lo cual sería el caso de la mayoría de las plagas del nopal en la zona Centro-Norte de México.

3) Eliminar los factores que controlan o regulan el equilibrio natural de las poblaciones de insectos por el uso desmedido de plaguicidas que afectan en mayor medida a los depredadores y parasitoides del insecto plaga.

4) Inducir un cambio genético en el organismo de los insectos plaga con el abuso de aplicaciones de plaguicidas, las cuales evolucionan generando poblaciones resistentes al ingrediente activo de los productos químicos.

5) Modificar las actividades y hábitos de las personas que habitan las comunidades rurales, por ejemplo, de ser recolector de algún producto, cambiar a cultivador.

Plagas insectiles

Los insectos pertenecen al *phylum* artrópoda “patas articuladas”, los cuales son animales invertebrados que se caracterizan por presentar el cuerpo dividido en cabeza, tórax y abdomen. En la cabeza presentan un par de antenas, un par de ojos compuestos, tres ojos simples llamados “ocelos” y las estructuras bucales; en el tórax tienen tres pares de patas articuladas en la parte inferior y uno o dos pares de alas en la parte superior. El abdomen presenta de 10 a 11 segmentos y sin apéndices excepto en su parte posterior que presentan un par “cercus” y la genitalia o aparato reproductivo (Daly et al., 1978).

Se consideran como los organismos más variados sobre la tierra y representan casi el 72% de los animales. Se les encuentra en bosques, pastizales, desiertos, tierras cultivadas, áreas urbanas, lagos, ríos, en el mar, en el aire, suelo, materiales en descomposición, excrementos de animales, dentro o sobre plantas y animales o aun sobre otros insectos.

Considerando sus hábitos alimenticios se pueden denominar como fitófagos cuando se alimentan de plantas verdes y pueden atacar todas sus estructuras (raíces, troncos, tallos, ramas, hojas, flores, semillas y frutos) o solamente succionar savia; cuando solamente se alimentan de otros *phylum* como por ejemplo de los vertebrados, se les denomina parásitos y entomófagos cuando atacan y matan a otros insectos, y pueden ser depredadores o parasitoides (Daly et al., 1978).

Dependiendo del número de hospederos, los fitófagos se pueden clasificar como monófagos cuando solo atacan a un tipo de *Opuntia*, oligofagos cuando atacan cuatro o cinco especies de plantas como el barrenador *Moneilema* que ataca opuntias y biznagas o el picudo de la espina *Cylindrocopturus biradiatus* (Mena y Rosas, 2007) y polífagos cuando atacan varias especies como son los casos de grana

Dactylopius opuntiae (Cockerell) que tiene 26 hospederos o la escama *Diaspis echinocacti* Bouche con cerca de 50 plantas atacadas (Longo & Rapisarda, 1995).

Crecimiento y desarrollo de los insectos

Los insectos poseen un exoesqueleto o cubierta endurecida que protege los órganos internos, sirviendo también como una armadura contra fuerzas de choque o abrasión, así como también para evitar pérdidas de agua por evaporación y como una barrera para impedir la entrada de organismos y sustancias patógenas. El exoesqueleto no solo sirve de soporte, sino que es el medio con el cual los insectos interactúan con el medio ya que en él se encuentran los órganos sensoriales y se insertan los músculos, lo cual capacita a los insectos para caminar. Aunque pone restricciones en cuanto al crecimiento, por lo cual necesita renovarse al pasar de un estado de desarrollo a otro, proceso conocido como muda, que ha evolucionado en la metamorfosis que capacita al insecto a tener estados especializados en alimentación (larvas y ninfas) y dispersión y reproducción (adultos) pudiendo ocupar diferentes hábitats en el curso de su vida (Borror et al., 1976).

Los estados de desarrollo entre las mudas, se denomina como estadios de tal manera que el primer estadio se ubica entre la eclosión del huevecillo y la primera muda larval o ninfal y el segundo estadio entre la primera y segunda muda. El incremento en el tamaño en cada muda varía entre las diferentes especies y en las diferentes partes del cuerpo, pero en muchos insectos (p.e. las larvas de palomillas) el incremento sigue una progresión geométrica y una manera confiable de medirlo es el registro del ancho de la cápsula cefálica que usualmente es por un factor de 1.2 a 1.4 en cada muda y que es conocido como la ley de Dyar (Dyar, 1890).

Todos los insectos se desarrollan a partir de huevos y la mayoría son ovíparos, esto es que los inmaduros o jóvenes eclosionan de los huevecillos después de que estos son ovipositados; sin embargo, existen algunos insectos que dan origen a juveniles vivos como es el caso de los pulgones en los que los huevecillos se desarrollan en el interior de la hembra, a este comportamiento se le denomina como vivíparos.

La mayoría de los insectos cambian de forma después del desarrollo embrionario a tal grado que los diferentes estadios de un insecto pueden no ser parecidos entre si y/o entre jóvenes y adultos (metamorfosis). En algunas especies, los jóvenes son muy parecidos a los adultos excepto por el tamaño y el desarrollo externo de las alas, en este caso se denomina como una metamorfosis simple. En este caso no existe un periodo de reposo después de la última muda y los jóvenes se denominan como ninfas (p. e. la chinche gris).

En el caso de la metamorfosis completa, los inmaduros y los adultos son muy diferentes y a menudo viven en diferentes hábitats y también tienen diferentes hábitos. Los primeros estadios son parecidos a gusanos y se les llama larvas, los diferentes estadios son muy similares entre sí, difiriendo solo en el tamaño. Después del último estadio larvario, la larva ya no se alimenta y se transforma en un estado llamado “pupa” que a menudo está protegido por un cocón, celda pupal o pupario que es elaborado por la larva antes de pupar. El último cambio se da al emerger el adulto que es capaz de dispersarse y

reproducirse (p. e. gusano blanco, gusano cebra, picudo barrenador, picudo de la espina y minador entre otros) (Borror et al., 1976).

El ciclo biológico de un insecto se puede completar en un mes o en más tiempo pudiéndose alargar hasta un año, pero esto depende de cada especie en particular. Cuando en un año se completan varios ciclos se denominan como multivoltino (p. e. trips y minador de la tuna) y cuando solo existe una generación al año se dice que son univoltinos (p. e. picudo barrenador y picudo de la espina).

Los insectos sobreviven a los periodos adversos de temperaturas frías o temperaturas muy altas en estados de detención del desarrollo denominados como “quiescencia” cuando es una respuesta a un estímulo ambiental y el desarrollo se reanuda al cambiar las condiciones ambientales restrictivas. Si la detención es una adaptación hereditaria para sobrevivir el invierno se le llama “diapausa” y es inducida por una reducción en la duración de los días que es captada por las células neurosecretoras del cerebro, el rompimiento de la diapausa se observa al incrementarse la longitud de los días y/o por la exposición a un periodo de temperaturas frías que simulan el invierno (Varley et al., 1973)

Los insectos, plantas, peces y réptiles son organismos poiquilotérmicos que no pueden regular su temperatura interna, también denominados como de sangre fría, y en épocas de temperatura fría se tornan más lentos y cuando la temperatura es más cálida se tornan más activos, es por eso que se dice que su crecimiento y desarrollo es regido preponderantemente por la temperatura ya que tiene un efecto directo en muchas reacciones químicas del organismo. A temperaturas cerca del punto de congelamiento o arriba de 30 o 40 °C pocos insectos pueden vivir largo tiempo.

Se observó, qué al criar en laboratorio a un insecto en diferentes temperaturas constantes, la duración de un estadio tiene un tiempo mínimo a 30°C y al obtener la curva de su recíproco, la tasa de desarrollo tiene un máximo a esa temperatura y al linearizar la curva al punto que cruza la línea de temperatura se le llama temperatura umbral de desarrollo (Varley *et al.*, 1973). La cantidad de calor que requiere un insecto para pasar de un estadio a otro o completar su ciclo de vida se puede medir mediante la metodología de las unidades calor, que consiste en ir acumulando la fracción de calor diaria arriba de la temperatura umbral de desarrollo (unidades calor = Temperatura máxima - Temperatura mínima/2 - Temperatura umbral). Esta forma de medir el tiempo requerido de desarrollo de un insecto es más precisa que si se utilizará una escala en días julianos y puede servir para determinar con antelación la aparición de algún estadio donde se vayan a aplicar medidas de control.

Estrategias de manejo

El control cultural se refiere a todas aquellas prácticas que evitan la diseminación, establecimiento y crecimiento de la población de la plaga y que favorecen de alguna manera el crecimiento y desarrollo del nopal o de los enemigos naturales de las plagas.

El primer paso en el control de plagas es iniciar la huerta con material vegetativo que se obtenga de huertos sanos, seleccionando plantas con buen vigor, sin daños por plagas y enfermedades, ni malformaciones (Pimienta, 1990; De la Rosa & Santana, 1998). Después del establecimiento es necesario realizar recorridos periódicos en busca de plantas afectadas por plagas y recurrir a la poda sanitaria que debe ser en estos primeros años, sistemática y permanente, ya que el control mecánico de brotes iniciales tendrá como resultado huertos más sanos y con pocos requerimientos de manejo de plagas y enfermedades.

La eliminación de larvas y pupas mediante la extracción mecánica es una estrategia recomendada para el control de picudo barrenador, barrenador *Moneilema*, gusano blanco, picudo de la penca, picudo de la espina, gusano cebrá y barrenador de la unión entre otros (Mena & Rosas, 2007). Otra estrategia es la identificación de sitios o manchones de ataque de plagas, debido a que cada año el problema de alguna plaga se agudiza en una zona determinada, esto es importante en plagas como barrenador del tronco, barrenador *Moneilema*, picudo de la penca, escamas y grana, para realizar acciones de combate dirigidas en esos manchones en lugar de aplicaciones generalizadas.

Se ha observado que las plantaciones que no reciben un manejo adecuado de poda y fertilización, y que solo son visitadas en épocas de cosecha, generalmente tiene un vigor muy deficiente, así como mayor incidencia y severidad de plagas que barrenan el tallo como gusano blanco y cebrá (Pimienta, 1990).

En ocasiones, los productores de nopal de verdura de Milpa Alta aplican abono orgánico, fresco en capas gruesas de 25 a 40 cm de espesor con la finalidad de proporcionar humedad a la planta en zonas que no cuentan con riego y proporcionar nutrimentos a la planta (De la Rosa y Santana, 1998); sin embargo, esta actividad conlleva el riesgo de introducir problemas con plagas del suelo principalmente de gallina ciega, por lo cual el estiércol debe ser semiseco, bien podrido o composteado para evitar problemas con plagas del suelo, aunque se deja de proporcionar humedad, lo cual debe ser sopesado por el productor y decidir qué es lo más importante en su sistema de producción.

Mena (2009), mencionó qué de las 18 plagas de importancia económica en México, solo entre cuatro a seis son problema cada año en una localidad determinada, debido a que los organismos benéficos tienen una función clave en la regulación de las plagas por lo que la primera línea de acción debe ser el conservar los enemigos naturales presentes mediante el manejo del hábitat. De las 49 especies de enemigos naturales detectados en las nopaleras de Zacatecas, 36 son parasitoides (Mena, 2009), que pueden afectar al gusano cebrá, minador de la tuna y picudo de la espina. Para que estos parasitoides tengan un mayor impacto, es necesario manejar el hábitat para que tengan fuentes de alimento como néctar y polen provenientes de plantas en floración, en este caso deberían de coincidir las épocas de floración con las épocas de emergencia de los parasitoides y por ende definir cuándo se deben cortar algunas malezas y/o cuales combatir y cuales dejar.

También cuando se corta la maleza, esta se puede utilizar como cobertera o “*mulching*”, lo cual servirá para conservar la humedad en el suelo y como refugio para los enemigos naturales de las plagas como arañas y escarabajos depredadores, entre otros; sin embargo, la maleza no debe estar “semillando”, ya que si se encuentra en este estado, se incrementarán los problemas de maleza en la base de la planta, lo cual es contraproducente debido a que en esta zona es donde compite la maleza por agua y nutrientes.

Los insectos al igual que muchos organismos sufren en su ambiente natural el ataque de otros organismos que los depredan, parasitan o causan enfermedades y cuando el hombre modifica de alguna manera las poblaciones de estos enemigos naturales para reducir las poblaciones de insectos plaga a densidades menores, ya sea temporal o permanentemente, se considera que se están realizando acciones de control biológico y significa un proceso de regulación por la interacción de dos poblaciones dependientes de la densidades (Barrera, 1998; Van Driesche et al., 2007), teóricamente si se incrementa la población de la plaga, se ocasiona que la población del enemigo natural se incremente y lo regule ocasionando que la densidad de la plaga disminuya.

De acuerdo con la estrategia de manejo, se diferencian tres formas de utilizar el control biológico: por conservación, introducción o incremento. La estrategia de conservación se basa en promover la actividad, sobrevivencia o reproducción de los enemigos naturales nativos ya presentes en el huerto para incrementar su efecto contra la plaga, asumiendo que las especies benéficas nativas pueden potencialmente reducir las poblaciones de la plaga si se les da la oportunidad de hacerlo (Van Driesche et al., 2007).

Algunas prácticas de manejo utilizadas son el control mecánico de brotes iniciales, destrucción de residuos de cosecha, colecta y dispersión de insectos benéficos, disminución de insecticidas de amplio espectro, aplicaciones de insecticidas de extractos de plantas, insecticidas biorracionales, cultivos de cobertera que provean refugio y alimentación a depredadores y avispidas. Esta estrategia de control biológico es la más apropiada para los productores de nopal del altiplano de México (Mena, 2009) y es la forma más utilizada para minimizar los daños económicos ocasionados por las plagas en regiones extensas y con mayor estabilidad y permanencia en su efecto (Altieri et al., 2005).

En caso de que la disminución de la población de la plaga no se logre aun cuando se observe que los enemigos naturales están actuando, es necesario reforzar su actividad con el incremento de insectos benéficos recurriendo a la liberación inundativa o inoculativa de insectos criados masivamente en laboratorio (estrategia de incremento) (Barrera, 1998); sin embargo, esta estrategia no es factible de usar en las plagas del nopal ya que de los insectos que se crían masivamente en México, los más importantes por sus volúmenes de producción son la avispidas parásita de huevecillos de lepidópteros *Trichogramma* spp. y el depredador *Chrysoperla* spp., de los cuales el primero no ha demostrado producir parasitismo en gusano cebrá o gusano blanco, mientras que en los depredadores, existen 13 depredadores que afectan solo a la grana y ninguno sobre otra plaga del nopal ya que la mayoría se encuentran protegidas dentro

de las pencas en sus etapas susceptibles y si se pensara en liberar *Chrysoperla* esta tendría que competir contra las especies nativas más adaptadas y contra una plaga que ya tiene muchos enemigos naturales (Mena, 2009).

La estrategia de control biológico por introducción, se utiliza cuando una plaga invade o infesta una nueva región con clima similar a su zona de origen ocasionando grandes daños por la ausencia de enemigos naturales específicos. Debido a que los nativos no están especializados en alimentarse de la nueva plaga, los niveles de ataque son limitados y es necesario recurrir a la introducción de enemigos naturales provenientes de la zona de origen de la plaga (Van Driesche et al., 2007). Este pudiera ser el caso de la Palomilla sudamericana *C. cactorum* que es originaria de Argentina y Paraguay, y en caso de establecerse en nuestro país, se tendría que ir a buscar a los enemigos naturales específicos en su zona de origen.

Respecto al control de plagas con insecticidas sintéticos, muchos autores están en desacuerdo en su aplicación en el cultivo del nopal, preferentemente por que el productor lo adopta como la única opción de control (Perales et al., 2010), además de que no existen plaguicidas autorizados para su uso en el cultivo, esto es más una cuestión de las empresas de agroquímicos que deben realizar las pruebas de efectividad biológica y no del gobierno como muchos productores consideran (García-Hernández & Valdez-Cepeda, 2003), por lo cual se cita que las recomendaciones actuales de insecticidas no se apoyan en estudios que permitan tener confianza en cuanto a su eficacia y repercusión en el ambiente (Pimienta, 1990), en este sentido Mena y Rosas (2007) señalaron que si se abusa en el empleo de insecticidas, se corre el riesgo de romper el balance que existe en el control de algunas plagas como la escama y que los más afectados y más tardados en recuperarse son los enemigos naturales, lo cual puede ocasionar que esta plaga secundaria adquiera el estatus de plaga primaria.

Además, con el uso indiscriminado de insecticidas con residualidad y tóxicos al hombre y fauna silvestre, se corre el riesgo de que se puedan presentar problemas de resistencia a insecticidas, intoxicaciones y contaminación (De la Rosa & Santana, 1998).

Existe una tendencia generalizada en la mayoría de los cultivos en disminuir el uso de insecticidas de amplio espectro y alta residualidad, por insecticidas más específicos y menos persistentes, en ocasiones provenientes de extractos de plantas como el neem (Tamez-Guerra & Nuñez-Mejía, 2007), rotenona, nicotina (González-Coloma et al., 2007; Lira-Saldívar et al., 2007), así como también derivados de origen biológico como *Bacillus thuringiensis* (Ibarra, 1998), virus de poliedrosis nuclear y hongos que afectan a insectos (Alatorre, 1998; Ibarra & Del Rincón, 1998), así como plaguicidas biorracionales como el Ditera® para el control de nematodos (Valent, 2006).

Corolario

Para el manejo de plagas del nopal es necesario identificar con precisión la plaga ya sea por el daño ocasionado o por la identificación de algún estado biológico, los organismos benéficos que se están alimentando de la plaga, determinar la magnitud del daño ocasionado y en primera instancia recurrir a estrategias de manejo cultural y/o biológico. En caso de aplicar insecticidas, aplicarlos de acuerdo a necesidades específicas y no a un calendario preestablecido (Brechelt, 2004; Perales et al., 2010) y debido a que no existen pocos productos autorizados para el cultivo se debe preferir la utilización de productos biorracionales, entendiéndose que estos controlan efectivamente a las plagas pero tienen origen natural o son derivados de organismos biológicos y que tienen bajo impacto tanto al ambiente como a organismos vivos no objeto de control (Valent, 2006).

De héroe a villano el caso de *Cactoblastis cactorum* Berg.

Se debe considerar que en ocasiones se toman acciones que tienen un fin determinado; sin embargo, pueden existir daños colaterales no considerados o que por falta de una adecuada planeación se pueden salir de control y convertirse en plagas. Esto ocurre preferentemente al introducir plantas o insectos de una región a otra, como es el caso de la introducción de nopales a Australia con fines de alimentación de ganado y donde los nopales invadieron tierras de cultivo y forestales. A continuación, se hace una breve reseña de lo que paso y de sus consecuencias.

En 1839 se introdujo como ornamental una planta de *O. stricta* en Sydney, Australia, después de que se plantó se aclimato y expandió a tal grado que se convirtió en una maleza, estableciéndose una ley para su control en 1883. Durante 1914, se introdujeron pencas de nopal sin espinas como forraje para el ganado, al establecerse las plantas produjeron frutos con semillas viables, pero de estas semillas dispersadas por pájaros, se produjeron plantas con y sin espinas, estas últimas no las consumía el ganado (vacuno y ovino) y comenzaron a invadir terrenos llegando en 1925 a invadir 10 millones de hectáreas principalmente en Queensland involucrando a *O. stricta*, *O. ficus indica* y *O. vulgaris* (Nobel, 1998).

Durante 1912 se enviaron a América exploradores con la finalidad de buscar enemigos naturales de los nopales en su ambiente nativo. De los enemigos más promisorios se incluían varias cochinillas que se establecían bien pero no disminuían la cantidad de nopales, hasta que se introdujo en 1925 la palomilla sudamericana *Cactoblastis cactorum* que consume gran parte del clorenquima y parte del tejido parenquimatoso que almacena el agua, destruyendo la planta por el efecto de la alimentación y enfermedades bacterianas que entraban por las aperturas de las pencas que las larvas ocasionaban (Dodd, 1940). Se consideró que por el efecto de la palomilla para 1933 casi el 90% de los nopales se había erradicado (Nobel, 1998).

Hasta allí todo estaba muy bien ya que la erradicación de los nopales, planta exótica, por la palomilla no ponía en riesgo a las plantas de Australia; sin embargo, considerando que la palomilla

afectaba a muchas especies de *Opuntia*, se introdujo a las islas Nevis, Monserrat y Antigua, en el Caribe a finales de los años 50's con la finalidad de controlar *Opuntias* nativas (*O. triacantha* y *O. stricta*) que se habían incrementado en los pastizales por el sobrepastoreo, esto sin considerar que el Caribe se ubica en los límites de la distribución de cientos de especies de nopales (CONABIO, 2002; Van Driesche et al., 2007).

De las islas del Caribe se ha extendido de varias formas hasta llegar a América continental. En Florida se le detectó en 1990, se cree que llegó en un embarque de cactus infestados en viveros proveniente de República Dominicana (Zimmermann et al., 2000; CONABIO, 2002) y su impacto ha sido muy importante al reducir las poblaciones de *O. spinosissima* (*sin. Opuntia (Nopalea) corallicola*) una especie endémica y prácticamente extinta (Golubov et al., 2001), se considera que también tiene el potencial de atacar otras especies raras como *O. triacantha* y *O. cubensis*, así como a especies con mayor dispersión como *O. stricta* (variedad *stricta* y *dillenii*) *O. humifusa* y *O. pusilla* y nopales naturalizados como *O. ficus indica*, *O. monacantha*, *O. leucotricha* y *O. cochenillífera* (CONABIO, 2002; Zimmermann et al., 2004). La palomilla se ha dispersado hacia el norte moviéndose a lo largo de las costas del Golfo y del Atlántico hasta Alabama y Carolina de Sur (Nature Conservancy, 2010).

En Isla Mujeres, Quintana Roo el Comité Estatal de Sanidad local de la SAGARPA detectó en agosto de 2006 un brote positivo de la plaga (Flores Moreno et al., 2006; CONABIO, 2010). No se conoce con precisión como llegó si por los huracanes Stan y Wilma en octubre de 2005 o por el comercio internacional y el turismo en isla Mujeres/Cancún. La infestación abarcó un área de 2.5 ha la planta afectada fue *Opuntia dillenii* una especie estrictamente de costa que crece en las dunas cerca de las playas, que presenta todos los estadios de la plaga.

Las acciones iniciales de combate se dirigieron a la eliminación de ovipositoras y pencas afectadas (3,543 y 2,618 respectivamente en los primeros 32 días) y capacitación de técnicos; sin embargo, es difícil el lograr la erradicación debido a la densa vegetación y lo escarpado del terreno (Zimmermann y Pérez, 2006). Para la erradicación de esta plaga, está en proceso el desarrollo de estrategias de detección y control con feromonas y la técnica del insecto estéril (Floyd, 2006; Heath et al., 2006).

Después de las acciones del Programa Regional de Erradicación y Monitoreo de la Palomilla en la Península de Yucatán implementado en 2006, solo se detectaron dos palomillas en la zona afectada durante 2007 y después de un periodo teórico de tres ciclos sin detección de la plaga se consideró oficialmente que el brote fue erradicado (www.pestalert.org, 2009).

LITERATURA CITADA

- Alatorre, R. (1998). Hongos entomopatógenos. In: memorias del IX Curso Nacional de control biológico. Rodríguez del B., L. A. & J. L. Leyva, V. (eds.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Tamaulipas, México, pp. 104-112.

- Altieri, M. A., Nicholls, C. I., & Fritz, M. (2005). Manage insects on your farm: a guide to ecological strategies. Handbook series book 7. Sustainable Agriculture Network. USDA-SARE, Beltsville, MD, USA.
- Barrera, J. F. (1998). Introducción, Filosofía y Alcance del Control Biológico. In: memorias IX Curso nacional de control biológico. Rodríguez del B., L. A. & J. L. Leyva, V. (eds.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Tamaulipas, México, pp. 1-9.
- Borror, D. J., DeLong, D. M., & Triplehorn, C. A. (1976). An introduction to the study of insects. Fourth Edition. Holt, Rinehart and Winston. New York.
- Brechelt, A. (2004). Manejo Ecológico de plagas y enfermedades. Red de Acción de Plaguicidas y sus alternativas para America Latina. Fundación Agricultura y Medio Ambiente. República Dominicana.
- CONABIO. (2002). Invasión de la palomilla del nopal (*Cactoblastis cactorum*) en México y sus posibles implicaciones económicas y ecológicas. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/EstudioConab1o2001.doc> (02 de julio de 2010).
- CONABIO. (2010). Alerta: detección de *Cactoblastis cactorum* en Isla Mujeres, Quintana Roo. Iniciativa mexicana para la conservación de los nopales y desiertos. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/cactoblastis.html> (02 de julio de 2010).
- Daly, H. V., Doyen, J. T., & Ehrlich, P. R. (1978). Introduction to insect biology and diversity. International Student Edition. McGraw-Hill Kogakusha, LTD. México.
- De la Rosa H., J. P., & Santana, D. (1998). El Nopal. Usos, manejo agronómico y costos de producción en México. Primera reimpresión. Comisión Nacional de las Zonas Áridas - Universidad Autónoma Chapingo - Centro de Investigaciones Económicas, Sociales y Tecnológicas de la Agroindustria y la Agricultura Mundial. México.
- Dodd, A. P. (1940). The biological campaign against prickly pear. Commonwealth Prickly pear Board, Brisbane, Australia.
- Dyar, H. G. (1890). The number of moults of lepidopterous larvae. Psyche, 5, 420-422.
- Flores-Moreno, H., Mandujano, M. del C., & Gobulov, J. (2006). ¡Ahí viene! la palomilla del nopal (*Cactoblastis cactorum*) en México. Sociedad Mexicana de Cactología. Succus, 2, 3-4.
- Floyd, J. (2006). Reporte de las actividades realizadas durante el proyecto durante octubre de 2006 en el proyecto *C. cactorum*. USDA-APHIS-PPQ-EPD, Riverdale MD, USA. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/octubre2006cactoreporte.pdf> (02 de julio de 2010).

- García-Hernández, J. L., & Valdez-Cepeda, R. D. (2003). Plagas y enfermedades del nopal. In: El Nopal. Alternativas para la agricultura de zonas áridas en el siglo XXI. Murillo A., B., E. Troyo D., & J. L. García H. (ed.). Editorial Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz B. C. S. México, pp. 137-175.
- Gloubov, J., Mandujano, M. C., & Soberón, J. (2001). La posible invasión de *Cactoblastis cactorum* Berg en México. Cactáceas y Suculentas Mexicanas, Tomo XLVI, No 4, pp. 90–92.
- González-Coloma, A., Reina, M., Fraga, B. M., Díaz, C. E., & Cabrera, R. (2007). Bioplaguicidas naturales para la protección de cultivos. In: Bioplaguicidas y Control Biológico. Lira-Saldivar, R. H (ed.). Centro de Investigaciones en Química Aplicada - Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Monterrey, México, pp. 30-41.
- Heath, R. R., Teal, P. E. A., Epsky, N. D., Dueben, B. D., Hight, S. D., Bloem, S., Carpenter, J. E., Weissling, T. J., Kendra, P. E., Cibrian, J., & Bloem, K. A. (2006). Pheromone - based attractant for males of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae). Environmental Entomology, 35, 1469-1476.
- Ibarra R., J. E. (1998). Bacterias entomopatógenas. In: memorias del IX Curso Nacional de control biológico. Rodríguez del B., L. A. & J. L. Leyva, V. (ed.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Tamaulipas, México, pp. 76-89.
- Ibarra R., J. E., & del Rincón, M. C. (1998). Virus patógenos. In: memorias del IX Curso Nacional de control biológico. Rodríguez del B., L. A. & J. L. Leyva, V. (ed.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Tamaulipas, México, pp. 90-103.
- Lira-Saldivar, R. H., Hernández-Suárez, M., Chávez-Betancourt, C., & Cuellar, E. (2007). Bioplaguicidas de origen vegetal: El caso de los extractos y productos derivados de la gobernadora (*Larrea tridentata*). In: Bioplaguicidas y Control biológico. Lira-Saldivar R. H. (Ed.). Centro de Investigaciones en Química Aplicada - Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Monterrey, México, pp. 13-29. lta esta cita referida en la página 68
- Longo, S., & Rapisarda, C. (1995). Pests of cactus pear. In: Agroecology, cultivation and uses of cactus pear. FAO, Plant Production and Protection paper 132. Barbera, G., P. Inglese and E. Pimienta, B. (ed.), pp. 100-108.
- Mena C. J. (2009). Alternativas de control biológico de plagas del nopal. In: Memorias del VIII Simposium - Taller nacional y 1er Internacional. Producción y aprovechamiento del nopal. Vázquez-Alvarado R. E., F. Blanco-Macías y R. Valdez-Cepeda (ed.). Universidad Autónoma de Nuevo León. México, pp. 95-110.
- Mena C., J., & Rosas G. (2007). Guía para el manejo integrado de las plagas del nopal tunero. SAGARPA - INFAP - Campo Experimental Zacatecas. México. Publicación Especial Núm. 14. 34 p.

- National Academy of Sciences (NAS). (1975). Pest control: an assessment of present and alternative technologies Vol. 1. EUA.
- Nature Conservancy. (2010). Stopping the spread: cactus moth. The nature conservancy nature. org. En línea http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/cactus_moth_final1.pdf (02 de julio de 2010).
- Nobel, S. P. (1998). Los incomparables agaves y cactus. Primera edición en español. Editorial Trillas, México.
- Perales S., C., Carrillo, J. R., & Tafoya, R. (2010). Principales plagas del nopal y su manejo. In: Biotecnología para el semidesierto. Tópicos sobre el cultivo de nopal y maguey. Silos, E. H., L. L. Valera, M., C. Perales, S., A. Nava, C., J. Méndez, G., A. Amante, O. & D. Rossel, K. (Comp.). Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes–Colegio de Postgraduados Campus San Luis Potosí. Aguascalientes, México, pp. 47-61.
- Pestalert. (2009). Detección y erradicación de brote de palomilla del nopal (*Cactoblastis cactorum* Berg) en Isla Contoy, municipio de Isla Mujeres, Quintana Roo, México. www.pestalert.org/espanol/oprdetail.cfm?oprID=376&keyword=Cactoblastis%20cactorum. (5 de julio de 2010).
- Pimienta, B., E. (1990). El nopal tunero. Universidad de Guadalajara. México.
- Rodríguez del B., L. A. (1998). Teoría y bases ecológicas del control biológico. In: memorias del IX Curso Nacional de control biológico. Rodríguez del B., L. A. & J. L. Leyva V. (eds.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Tamaulipas, México, pp. 10-21.
- Soberón, J., Golubov, J., & Sarukhan, J. (2001). The importance of *Opuntia* in México and routes of invasion and impact of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae). *The Florida Entomologist*, 84, 486-492.
- Stern, V. M. (1973). Economic thresholds. *Annual Review of Entomology*, 18, 259 - 280.
- Tamez-Guerra, P., & Núñez-Mejía, G. (2007). El insecticida botánico Neem (*Azadirachta indica* A. Juss): Ejemplo de agricultura sustentable en la India con potencial para México. In: Bioplaguicidas y Control Biológico. Lira-Saldívar, R. H (ed.). Centro de Investigaciones en Química Aplicada - Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Monterrey, México, pp. 97-109.
- Valent. (2006). Guide to Understanding & evaluating biorational products. Valent BioScience Corporation Libertyville IL. USA.
- Van Driesche, R. G., Hoddle, M. S., & Center, T. D. (2007). Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Traducción E. Ruiz, C., J. B. Coronada & J. M. Álvarez. USDA - US Forest Service. Forest Health Technology Enterprise Team. FHTET – 2007 - 02, p. 293.
- Varley, G. C., Gradwell, G. R., & Hassell, M. P. (1973). *Insect Population Ecology. An analytical approach*. University of California Press. Blackwell Scientific Publications. Great Britain.

- Zimmermann, H. G. M., & Pérez, S. (2006). Reporte técnico de la misión en el marco de la cooperación SAA con el organismo internacional de Energía atómica. Asesoría al programa de monitoreo sobre la palomilla del nopal *Cactoblastis cactorum* en la Península de Yucatan y evaluación del brote en Isla Mujeres, Quintana Roo
- Zimmermann, H. G., Bloem, S., & Klein, H. (2004). Biology, history, Threat surveillance and control of the cactus moth *Cactoblastis cactorum*. FAO-/IAEA Programme of Nuclear techniques in Food and Agriculture. IAEA/FAO-BSC/CM. Vienna, Austria. 47 p. Disponible en línea http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/biology_history_threat.pdf (02 de julio de 2010).
- Zimmermann, H. G., Moran, V. C., & Hoffmann, J. H. (2000). The renowned cactus moth, *Cactoblastis cactorum*: its natural history and threat to native *Opuntias* floras in Mexico and the United States of America. *Diversity and Distributions*, 6, 259-269.

Plagas insectiles del Nopal y su control




Artrópodos asociados al cultivo del Nopal en México. Foto: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC

Capítulo II


Plagas insectiles del Nopal y su control

Recibido em: 01/12/2023

Aceito em: 08/02/2024


 10.46420/9786585756204cap2


Jaime Mena Covarrubias 


Ernesto González Gaona 

Karla Vanessa de Lira Ramos 

Catarino Perales-Segovia 

Felipe Tafoya 

Roberto Sánchez Lucio 

Rafael Zúñiga Valenzuela 

Como fuente de alimento, los nopales han establecido durante muchos años relaciones de defensa y ataque con organismos que se alimentan de ellos, esta coevolución, ha ocasionado el origen de unos muy especializados en alimentarse en diversos tejidos del nopal. Por ende, como centro de origen del nopal, nuestro país también es el origen de numerosos insectos asociados al nopal, en forma natural los que lo dañan también son alimento de otros que regulan sus poblaciones dentro de ciertos límites, cuando esta relación se lleva a plantaciones comerciales, a los primeros se les denomina plagas y a los segundos se les llama organismos benéficos y cuando el hombre realiza sobre estos últimos, actividades de conservación o los introduce en un área determinada se realiza el control biológico de plagas (Mena, 2008, 2009).

Hunter et al. (1912) mencionaron que existen alrededor de 324 especies de insectos asociados a las cactáceas, clasificándolos en cinco categorías: a) que afectan directamente a la planta (92), b) enemigos naturales de las plagas (28), c) asociados a pudriciones (73), d) visitantes florales (40), e) incidentalmente asociados (91).

Mientras que Ueckert (1988) cita que existen cerca de 160 especies de insectos que afectan a las cactáceas, números similares a los determinados por Dood, 1940; Mann, 1969 y Zimmerman et al., 1979. Para México se reportan como plagas a 71 géneros con 103 especies de insectos pertenecientes a 29 familias y 9 órdenes, con una predominancia de las familias Pyralidae (Lepidoptera), Cerambycidae (Coleoptera) y Curculionidae (Coleóptera) (Esparza et al., 1992).

En lo que se refiere al nopal, en Coahuila, México se determinaron 160 especies de insectos asociados (Tamez et al., 1988), mientras que en Zacatecas (donde se incluyó las localidades de San Nicolás, Las Arcinas, Villa González Ortega, La Victoria, Villa Hidalgo, Escuela de Agronomía y Noria de Ángeles) se detectaron 59 especies de insectos, de los cuales 17 se alimentan de la planta, 17 son

entomófagos, 16 asociados a pudriciones, 5 visitantes florales y 4 asociados incidentalmente. Dentro de los fitófagos se encontró a insectos de los órdenes Hemiptera, Homóptera, Hymenóptera y Coleóptera; de los entomófagos que son depredadores a miembros de Coleóptera, Thysanóptera y Hemiptera, mientras que de los de hábitos parasíticos a Hymenoptera, y dentro de los visitantes florales a himenópteros y coleópteros. También se determinó que en floración es cuando se encuentra la mayor cantidad de insectos asociados y que las poblaciones son mayores en los nopales silvestres que en los establecidos en plantaciones comerciales (Ordaz, 2005).

Pimienta, en 1990 presentó la distribución de las principales plagas del nopal tunero en la zona norte centro de México (Cuadro 1) en donde se observa que en la zona de San Martín de las Pirámides y Teotihuacán es donde existe la mayor cantidad de organismos plaga reportados para el cultivo, en esta zona también la producción de nopalitos es una actividad preponderante y se observan plagas específicas como trips y araña roja, así como gallinas ciegas y gusanos de alambres asociados con la aplicación de estiércoles frescos o sin compostear, cuando se utiliza el cultivo con este fin. En el mismo cuadro se destaca que al picudo barrenador solo se le reporta como plaga principal en la zona de Teotihuacán y San Martín de las Pirámides.

En el resto de las localidades solo se reportan dos o tres plagas, de las cuales, las más comunes fueron picudo de la espina, chinche gris, gusano cebrá y grana cochinilla; sin embargo, al agregar compilaciones bibliográficas (Borrego y Burgos, 1986; Badii y Flores, 2001) y estudios regionales (Méndez, 1994 para San Luis Potosí; González, 1998 para Aguascalientes y Jalisco; Ordaz, 2005 y Mena y Rosas, 2007 ambos para Zacatecas) el panorama se enriquece (Cuadro 2).

Las revisiones de Borrego y Burgos (1986) y Badii y Flores (2001), son muy concordantes solo discrepando en escamas, gusano de alambre, mosca del nopal y diabroticas, de las cuales las tres primeras no son consideradas por Badii y Flores (2001). De los primeros estudios sobre plagas del nopal se encuentra el de García (1965) que es tomado como referencia base en este sentido. En forma general Pimienta (1990), Méndez (1994) y Ordaz (2005) concuerdan con las plagas citadas por este autor y los más discrepantes son González (1998) y Mena y Rosas (2007) que citan 10 plagas más (ácaro en las espinas, barrenadores en frutos, pencas y uniones, chinche en el fruto, escamas, minador, mosca del nopal, picudo de la penca y torito). Si se considera la frecuencia con que son reportadas, las principales plagas del nopal tunero para la zona norte centro son: chinche gris, chinche roja, grana cochinilla, gusano blanco, gusano cebrá, picudo barrenador, picudo de la espina y trips.

Cuadro 1. Distribución de las principales plagas del nopal tunero. Tomado de Pimienta, 1990.

Localidad	Picudo barrenador	Picudo de la espina	Chinche gris	Gusano Blanco	Gusano cebra	Grana	Trips	Gallina ciega	Araña roja	Gusano alambre
San Martín de las Pirámides, México.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Teotihuacán, México	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Dolores Hidalgo, Guanajuato		X	X							
Lagos de Moreno, Jalisco		X	X		X					
Ojuelos, Jalisco		X	X		X					
Pinos, Zacatecas				X	X					
Armadillo Infante, San Luis Potosí						X				
Guadalcazar, San Luis Potosí						X				

Cuadro 2. Principales plagas del nopal en el centro norte de México.

Plaga	Estudios regionales o compilaciones bibliográficas								suma
	1965*	1986**	1990***	1994■	1998■■	2001■■■	2005+	2007++	
Acaro en las espina					X				1
Barrenador de frutos								X	1
Barrenador pencas								X	1
Barrenador de uniones					X			X	2
Chinche gris	X	X	X	X	X	X	X	X	8
Chinche roja	X	X			X	X	X	X	6
Chinche del fruto					X			X	2
Diabroticas						X			1
Escamas		X						X	2
Gallina ciega		X	X			X			3
Grana cochinilla	X	X	X	X	X	X	X	X	8
Gusano blanco	X	X	X	X	X	X	X	X	8
Gusano cebra	X	X	X		X	X		X	6
Gusano de alambre		X							1
Minador					X			X	2
Mosca del nopal		X						X	2
Picudo barrenador	X	X	X	X	X	X	X	X	8
Picudo de la espina	X	X	X	X		X		X	6
Picudo de la penca					X			X	2
Torito		X				X		X	3
Trips	X	X	X	X	X	X	X	X	8
Suma	8	13	8	6	12	11	6	17	

*García, 1965; ** Borrego y Burgos, 1986; *** Pimienta, 1990; ■ Méndez, 1994; ■■ González, 1998; ■■■ Badii y Flores, 2001; + Ordaz, 2005; ++ Mena y Rosas, 2007.

La magnitud del daño que puede ocasionar una plaga depende del tamaño de la población del insecto y del tipo de daño ocasionado (Mena, 2008). Así las plagas de mayor importancia son las que afectan la integridad de la planta ocasionando caída de brazos y aún la pérdida de la planta completa, tales como el picudo barrenador *Metamasius spinolae* que fue considerado como la plaga de mayor importancia del cultivo (García, 1965; Mann, 1969) y en la actualidad es difícil detectar su presencia en la mayor parte de las zonas productoras, por lo cual es necesario considerar los aspectos señalados para indicar la categorización de las plagas de nopal en una zona determinada (Mena, 2008).

Debido a que el nopal es una planta perenne y que producirá tunas por muchos años y al ser atacadas por plagas como el picudo barrenador, el torito, el gusano blanco o el barrenador de uniones, el daño se debe multiplicar por las unidades atacadas y por el número de cosechas que se perderán, así como incluir el costo de su recuperación a la vida productiva o replante (Mena, 2008).

Las plagas que dañan el nopalito o la tuna son consideradas por los productores como plagas primarias, aunque el daño solo sea cosmético, como el que produce el minador de la tuna *Maramara opuntiella* que solo daña la cascara del fruto la cual se desecha al consumirlo.

Las plagas de daño directo a los nopalitos o tunas se cuantifican por el número de unidades perdidas con relación al total cosechado y son el principal objetivo de control para los productores ya que afectan directamente el ingreso obtenido.

Algunas plagas como la grana o las escamas ocasionan una interrupción con las funciones normales de la planta ocasionando un amarillamiento y debilitamiento general de la planta y en altas densidades pueden llegar a matar a las pencas o aún a la misma planta.

Algunos insectos durante el proceso de alimentación pueden transmitir enfermedades a los nopales, como el caso de los insectos que se alimentan y desarrollan en frutos dañados, caídos o fermentados (p.e. *Drosophila* spp. y *Carpophilus hemipterus*), que en ocasiones visitan flores y frutos sanos para intentar ovipositar, pero en estas visitas pueden transmitir enfermedades; en Sudáfrica se considera que *C. hemipterus* puede transmitir al nopal nueve géneros de hongos, entre los que destacan *Alternaria*, *Penicillium*, *Aspergillus niger* y *Botrytis cinerea* (Louw et al., 2009).

En el caso de la chinche gris, Mena y Rosas (2007) describen el daño por alimentación de este insecto como manchas amarillas circulares que contrastan con el verde de la penca, ocasionando un debilitamiento a la planta y consecuentemente una reducción en el vigor y número de brotes producidos.

De la Torre-Almaraz et al. (2007), investigaron unas manchas amarillas circulares muy parecidas a las ocasionadas por la chinche gris, presentes en los brotes tiernos de *O. amyclaea* provenientes de la zona de San Martín de las Pirámides y San Juan Teotihuacán en el estado de México. En la descripción de los daños los autores mencionan que las manchas pasan desapercibidas cuando la penca madura (lo cual no ocurre por el daño ocasionado por la chinche gris) y los síntomas fueron atribuidos a la infección de un Tobamovirus de cadena rígida transmisible mecánicamente a un número reducido de plantas

indicadoras y es una variante poco agresiva relacionada con el “Opuntia Sammon’s Virus” y aunque este tipo de virus cuya especie tipo es el mosaico del tabaco TMV no se transmite por medio de vectores, existe la sospecha de que la chinche pueda ser un vector por la gran similitud en los síntomas.

También el ataque de plagas como picudo de la espina, picudo de la penca, gusano cebra y barrenador de las uniones predisponen a la planta al daño por temperaturas frías en invierno (Mena, 2008).

A continuación, se describen las principales plagas del nopal y las posibles estrategias de manejo que deben ser utilizadas como guías estandarizadas; sin embargo, deben ser adecuadas por cada productor de acuerdo a su condición y objeto de producción.

INSECTOS QUE AFECTAN LA INTEGRIDAD DE LA PLANTA

Picudo barrenador

Metamasius spinolae Gyllenhal, también denominado como *Cactophagus spinolae* Gyllenhal. Los adultos son picudos grandes de 2.2 a 3.6 cm, negros con dos manchas rojas en el protórax y cuatro manchas de color anaranjado en los élitros (García, 1965). Se le ha reportado atacando *Opuntia megacantha* Salm-Dyck en Hidalgo, San Luis Potosí, Tlaxcala, Edo. de México, Morelos y Jalisco (Badii y Flores, 2001; Cerón-González *et al.*, 2012); aunque su distribución abarca desde Chihuahua y Tamaulipas hasta Michoacán y Veracruz, pero con mayor abundancia en el centro y altiplano (Méndez, 1994).

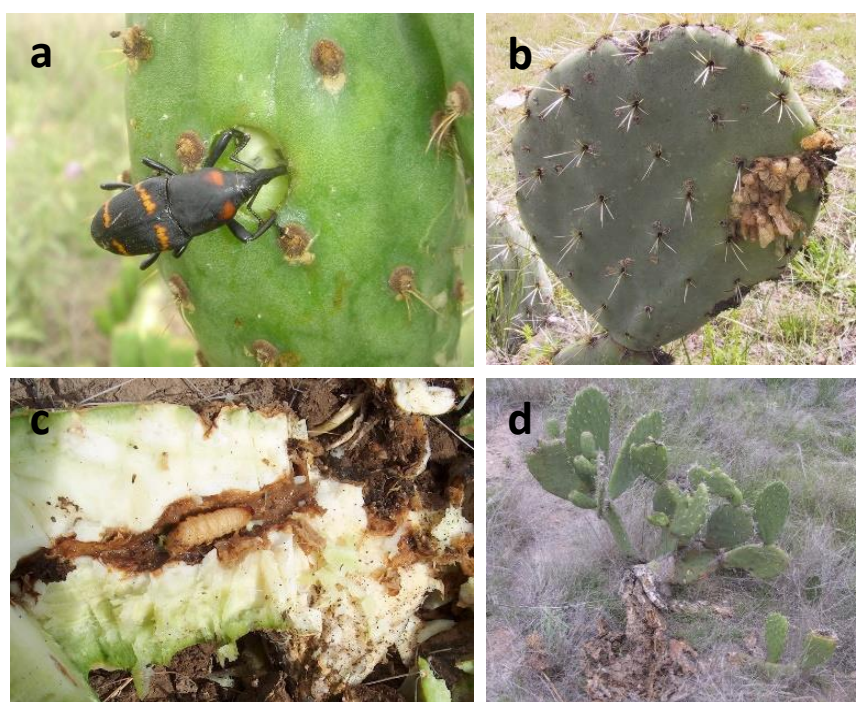


Figura 1. Aspectos del picudo barrenador a) adulto dañando nopalitos tiernos donde se observa la marca circular que deja su alimentación, b) aspecto externo del daño, c) larva alimentándose de la médula de la planta y d) daño ocasionado a la planta (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC).

Este insecto presenta una generación por año presentándose los adultos en mayo, estos se alimentan de los bordes de los nopalitos tiernos dejando daños circulares (Figura 1 a). Los adultos pueden llegar a vivir hasta un año (Mena & Rosas, 2007). Las hembras ovipositan en la parte baja de la planta y en las pencas en lugares protegidos; como resultado del ataque se observan secreciones gomosas al exterior de donde se ubica la larva (Figura 1b), después de la emergencia, las larvas se alimentan de los tejidos haciendo galerías en la parte interna de las pencas (Figura 1c).

El tamaño de las larvas en completo desarrollo es de 2.5 a 3.1 cm, son apodas blanco cremoso de forma “crecente” y con la cabeza café a rojo oscuro. Cuando termina su desarrollo, la larva abandona la planta y construye una celdilla con tierra y fibras masticadas para convertirse en pupa y de esta forma pasar el invierno.

El daño más importante lo ocasiona la larva al alimentarse del tallo principal cuando hace sus galerías que se dirigen al centro y hacia la parte basal de la planta. Debido a lo anterior la estructura de la planta se debilita por el daño de las larvas y por las pudriciones ocasionadas por los excrementos de las mismas así como también se pueden desarrollar pudriciones secundarias por efecto de hongos y/o la llegada de insectos saprófitos que causan la proliferación de pudriciones, reduciendo la resistencia de la planta en las pencas basales y en ocasiones se pueden caer brazos completos (Figura 5.1.d) o aun ocurrir hasta la muerte de la planta entera (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2013).

El daño se detecta externamente por la acumulación de secreciones de goma blanquecina que es más evidente desde finales de otoño hasta la primavera (Mena & Rosas, 2007). Debido a esto, una de las estrategias de manejo es la destrucción mecánica de las larvas al extraerlas con un cuchillo al detectar las galerías a través de las masas de goma práctica que se puede realizar de enero a mayo, aunque efectiva es muy laboriosa (Mena, 2013) y considerada como reactiva ya que trata de remediar el daño una vez que ya se detectó y entre más se tarde en realizar mayores serán los daños.

También debido a que los adultos son de movimientos lentos, no vuelan, son grandes, de color oscuro y contrastante, son fáciles de detectar y pueden ser removidos manualmente de las pencas, acción que se puede realizar desde mayo hasta septiembre; esta práctica se debe realizar durante las horas de mayor actividad de adultos que es entre las 8:00 a 11:00 h y entre las 17:00 a 19:00 h, que es cuando los picudos se trasladan a la parte alta de la planta para alimentarse y copular. (Borrego & Burgos, 1986; Badii & Flores, 2001; Mena & Rosas, 2007).

Si el tamaño de predio es grande y no es factible aplicar la anterior estrategia, se pueden aplicar en forma localizada acciones de combate contra los adultos; para lo anterior, si se considera que el picudo barrenador ataca en manchones y que se alimenta de nopalitos tiernos dejando señas de alimentación circular, es factible determinar las zonas de ataque y en ellas realizar aplicaciones de plaguicidas como Malation (Badii & Flores, 2001; Cerón-González et al., 2012), una vez que ya ha emergido la mayoría de

la población de adultos lo cual ocurre dos semanas después del inicio del temporal de lluvias (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2008), aunque es necesario revisar cual insecticida está permitido para el cultivo.

También sobre estas zonas focalizadas de ataque y debido a que existe humedad ambiental en esa época se pueden aplicar hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, aunque esto apenas se ha evaluado a nivel laboratorio (Tafoya et al., 2004).

Otra estrategia de manejo de adultos es concentrarlos mediante un atrayente. En este sentido Mena y Rosas (2007), mencionan que esto se puede lograr al capturar manualmente algunos adultos y utilizarlos como cebos vivos en trampas “*pit fall*” para capturar la mayor cantidad de adultos. Estas trampas son recipientes plásticos de 2.0 l de capacidad con tapa de rosca y agujeros rectangulares de 1.5 por 10 cm ubicados a 4.0 cm del borde superior, estos recipientes se entierran quedando al ras del suelo las aberturas, se les practican agujeros de 7.0 mm de diámetro en el fondo para su drenado y se coloca vaselina en las paredes o una tira de collar antipulgas de 1.0 x 2.0 cm, debajo de la tapa se coloca una armella de donde se cuelga una pequeña jaulita que contenga a los adultos (dos hembras y dos machos), y trozos de nopal. La separación de sexos se logra al observar la porción ventral, en las hembras es plana o cóncava mientras que en los machos presenta una concavidad o depresión en los segmentos posteriores (Cibrián et al., 2006). Otra forma de realizar lo anterior es sustituir el cebo vivo por la feromona de agregación de machos (Tafoya et al., 2003).

Torito o barrenador Moneilema spp.

Los adultos de *Moneilema* spp. son como pinacates de color negro pero lo que los diferencia es que estos presentan las antenas más grandes (pertenecen a una familia de insectos llamada Cerambycidae que son conocidos comúnmente como escarabajos de cuernos largos). Las hembras son totalmente negro brillante y los machos grises; el cuerpo es oval y algo encorvado (Mena y Rosas, 2007). Son de hábitos nocturnos y se les encuentra en estado adulto de mayo a junio; se alimentan a lo largo de los bordes de pencas de al menos un año de edad, dejando cicatrices irregulares formadas por áreas hundidas de 2 a 3 cm de largo y 0.5 cm de ancho, cuando los daños son recientes el tejido de la herida es verde claro (Figura 2a). Durante el día los adultos se esconden en la hojarasca, maleza o suelo junto a las plantas atacadas (Mena & Rosas, 2007).

Kass (2001) cita seis especies de *Moneilema* que tienen como hospederas plantas de *Opuntia*, de las cuales los más importantes son *M. semipunctatum* LeConte y *M. variolaris* Thomson (García–Hernández & Valdez–Cepeda, 2003).

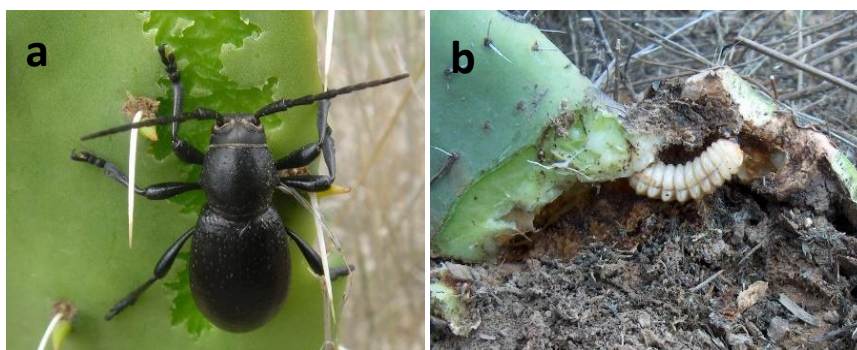


Figura 2. Adulto del barrenador *Moneilema* spp alimentándose de una penca donde se observan los daños irregulares (a) y larva expuesta al partir una penca (b). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP-CEZAC).

Las larvas son de color blanco sucio, sin patas, que presentan la porción anterior más ancha que la posterior con los segmentos muy marcados como corrugaciones en forma de acordeón a lo largo del cuerpo, en la porción cefálica se presentan un par de mandíbulas muy prominentes de color café rojizo (Figura 2b) (Mena & Rosas, 2007).

Las larvas se desarrollan internamente de noviembre a marzo, y a finales de marzo la larva abandona la penca atacada (Mena, 2008) y se entierra en el suelo cerca del nopal atacado construyendo una celda o pupario de barro de consistencia dura donde la larva se transforma en pupa y emerge como adulto en mayo.

La larva que se alimenta internamente del tronco y ramas principales provocando que se presentan pudriciones y en ocasiones el daño es tan severo que con dos o tres larvas se puede inducir la caída de brazos o incluso de la planta entera ya que los primeros daños se observan cerca de donde la penca madre pega con el suelo o en la base de la planta (Mena & Rosas, 2007). Al igual que el daño ocasionado por el picudo barrenador en forma externa de donde está el ataque se forma una especie exudado gomoso.

Las larvas también se pueden eliminar de forma mecánica similar a la destrucción de larvas del picudo barrenador, actividad que se debe realizar de noviembre a marzo que es cuando se detectan las masas de goma (Mena, 2008; Mena 2013), mientras que los puparios se deben buscar en el suelo cerca de la base del nopal atacado y destruirse de marzo a mayo (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2013).

Los adultos no se dispersan muy fácilmente debido a que no poseen alas funcionales y su ataque se observa en manchones. Para ubicar los focos de infección se pueden utilizar las heridas ocasionadas a las pencas de un año de edad, estas son muy características, presentándose en el borde áreas dañadas de forma irregular de 2 a 3 cm de largo por 0.5 cm de ancho (Mena, 2008) que presentan como un bajo relieve. En caso de requerir aplicación de insecticidas estos se deben aplicar al atardecer durante mayo y junio ya que los adultos son de hábitos nocturnos (Mena & Rosas, 2007).

Debido a que el torito también ataca otros nopales silvestres y algunas biznagas, es necesario buscar en las cercanías del huerto la presencia de larvas o adultos para definir si el foco de infección es en huertas aledañas o en plantas silvestres (Mena, 2008).

En el Valle de los Cirios, Baja California, México el torito *M. michelbacheri* Linsley ataca preferentemente a las cylindropuntias “cardenches” *Cylindropuntia ganderi* (C. B. Wolf) Rebman & Pinkava, *C. bigelovii* (Engelm.) F. M. Knuth, *C. cholla* (F. A. C. Weber) F. M. Knuth, *C. molesta* (Brandege) F. M. Knuth, *C. prolifera* (Engelm.) F. M. Knuth y a la biznaga *Ferocactus gracilis* Gates, lo cual, aunado a su baja tasa reproductiva, se considera que por lo general estos insectos no causan daños serios en nopales cultivados, por lo cual García-Hernández y Valdez-Cepeda (2003) los consideran que son más bien plagas de *Opuntias* y cactus en peligro de extinción.

Gusano blanco Lanifera (=Megastes) cyclades Druce.

Es una palomilla de hábitos nocturnos de 3.5 a 4.5 cm de expansión alar con el cuerpo claro entremezclado con áreas oscuras con las alas con bordes dorados, su presencia se detecta en los huertos de agosto a octubre con el pico de población en septiembre (Mena & Rosas, 2007).

La palomilla deposita los huevecillos en grupos de 30 a 50, agrupándolos de una manera regular, sobrepuestos como escamas de pescado de color gris translúcido; a los pocos días ocurre la eclosión y las larvas, forman colonias protegidas por una malla de seda. Cuando son pequeños, los gusanos tienen una coloración café amarillento con manchas oscuras que conforman uno o dos anillos alrededor de cada segmento del cuerpo, mientras que cuando ya está bien desarrollado, su aspecto es blanco cremoso. Al alimentarse las larvas, poco a poco avanzan hacia el interior de la penca hasta alcanzar la porción leñosa de la planta. La formación de las galerías se inicia en las pencas superiores y avanza paulatinamente hacia la parte basal (García, 1965; Mena & Rosas, 2007).



Figura 3. Aspecto de una planta afectada por gusano blanco donde se observan los montones de excrementos que expulsan las larvas (a) y corte de un brazo principal dejando expuesta la población de larvas (b). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP - CEZAC).

El daño es detectable fácilmente debido a que las larvas expulsan sus excrementos a través de un orificio que perforan en la planta, de tal manera que se va acumulando en el exterior en la base del agujero montoncitos de excrementos que algunos productores llaman montoncitos de arroz (Figura 3a) (Mena & Rosas, 2007). Cuando las colonias de gusanos son abundantes, ocasionan que el tronco y las ramas principales queden huecas (Figura 3b) y como consecuencia de esto es común que por su propio peso se caigan algunas ramas principales (García-Hernández & Valdez-Cepeda, 2003; Mena & Rosas, 2007).

La primera estrategia que se debe establecer para el control de gusano blanco es la detección y eliminación de los adultos mediante el empleo de trampas de luz, garrafones con atrayentes alimenticios o trampas Mc Phail con proteína hidrolizada, similares a las que se usan en la campaña contra mosca de la fruta, desde agosto hasta octubre (Mena & Rosas, 2007). En forma complementaria se deben eliminar las colonias de gusanos jóvenes antes de que penetren a la penca o recién lo hayan hecho, lo cual se logra con la detección de las masas de larvitas recién emergidas que dan la apariencia de una mancha oscura en los cladodios superiores, durante septiembre o a más tardar en octubre - noviembre, pero en este caso el daño ya podría haber avanzado dos raquetas, por lo que las pencas afectadas deben ser cortadas y enterradas o quemadas. La eliminación de las colonias jóvenes cuando aún están fuera de las pencas se puede realizar en forma mecánica o mediante la aplicación de *Bacillus thuringiensis* o Malatión (Mena, 2008; Mena 2013).

Si el daño es detectado cuando la colonia ya ha avanzado en el brazo del nopal y se observan los montecillos de arroz, se puede aplicar Malatión o Azinfos Metilico en dosis de 1.0 a 1.5 cm por litro de agua, inyectado directamente a la cavidad de la colonia (García-Hernández & Valdez-Cepeda, 2003) o con hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, los cuales no contaminan el ambiente y es inocua para el hombre y animales silvestres. Esta estrategia fue evaluada en Zacatecas por Lozano-Gutiérrez y España-Luna (2008) mediante el empleo de gusanos muertos infestados en laboratorio, quienes colocaron un gusano muerto en la entrada de la galería y los gusanos blancos de la colonia se infectaron por sus hábitos de sacar los excrementos y por ser gregarios, colapsando la colonia 12 días después de la inoculación.

Al gusano blanco se le ha reportado en *Opuntia tomentosa* y *O. streptacantha*, aunque la especie más susceptible es *O. megacantha* (Borrego & Burgos, 1986).

Barrenador de la unión de las pencas del nopal Metapleura potosí Busck

El adulto es una palomilla de 3.0 cm de expansión alar con las alas anteriores de color claro con un moteado gris oscuro, presenta los palpos labiales proyectados hacia el frente y arriba como un par de cuernitos (Figura 4c) (CESAVEDF, 2010; Mena 2013). Presenta varias generaciones, aunque la mayor presencia de los adultos es durante los meses de julio a octubre (Mena, 2008).

Las larvas tienen una tonalidad naranja con franjas rojizas y verrugas oscuras en cada segmento, lo cual proporciona a la larva una apariencia bandeada (Figura 4b) y durante su máximo desarrollo alcanza 2.0 cm de longitud (CESAVEDF, 2010). Al alimentarse las larvas producen túneles individuales en pencas de menos un año de edad, pudiéndose encontrar desde una hasta veinte larvas por sitio afectado. En un mismo nopal pueden existir varios puntos de ataque como los bordes del nopal, puntos de unión entre pencas, e incluso frutos; sin embargo, presenta una preferencia por atacar el punto de unión entre pencas (Figura 4a) de donde proviene su nombre común. Este daño puede ocasionar el desprendimiento de brazos desde el sitio de afectación (Mena & Rosas, 2007).



Figura 4. Aspecto de una planta afectada por barrenador de uniones, acercamiento de larvas y adultos de *Metapleura potosi*.

Cuando el daño ocurre en las tunas es difícil de detectar ya que inicia en la base del fruto de donde barrena hacia la parte central del mismo, en el caso del cultivar rojo pelón el daño se puede observar aun en frutos verdes ya que el área afectada se torna roja que contrasta con el resto del fruto (Mena & Rosas, 2007).

También se ha observado que prefiere desarrollarse sobre pencas cortadas y tiradas en las calles de las huertas, lo cual se puede utilizar como un cebo trampa para que allí ovipositen las palomillas y posteriormente destruir las pencas la última quincena de julio antes de que se observen las primeras pupas o se inicie la emergencia de los adultos; las pencas se deben quemar o enterrar a unos 20 cm de profundidad (CESAVEDF, 2010; Mena 2013).

Para controlar esta plaga se deben cortar las partes afectadas y eliminarlas en la última quincena de julio o a más tardar la primera de agosto (Mena, 2008). Para la determinación del momento de aplicar plaguicidas se emplean trampas de luz negra o trampas Mc Phail cebadas con proteína hidrolizada durante julio a octubre para capturar palomillas y cuando se detecten las mayores capturas, realizar una o dos aplicaciones durante el atardecer (Mena, 2008; Mena 2013).

INSECTOS QUE DAÑAN PENCAS

Gusano cebra Melitara (=Olycella) nephelepasa Dyar

Los adultos son palomillas de hábitos nocturnos, de aspecto polvoso la hembra es de color gris oscuro y los machos son gris claro, con una expansión alar de 4.5 a 5.2 cm (Figura 5.5. b) (Mena y Rosas, 2007).

Se ha detectado atacando *Opuntia tomentosa* Salm - Dyck, *O. megacantha*, *O. ficus - indica* (L.), *O. streptacantha* Lemaire, *O. stenopetala* Engelmann, *O. robusta* Wendland entre otras (Borrego & Burgos, 1986; Granados & Castañeda, 2000; Badii & Flores, 2001).

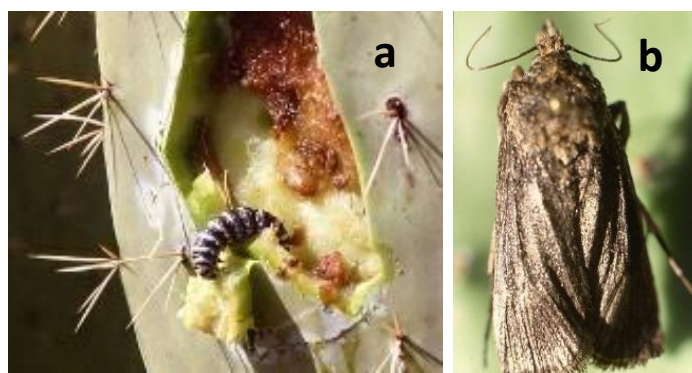


Figura 5. Daño ocasionado por larva de gusano cebra (a) y adulto(b). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP – CEZAC).

En forma externa el daño ocasionado por las larvas se identifica como abultamientos o tumores en la parte central y superior de las pencas, el gusano forma galerías dañando únicamente el parénquima medular de color blanco dejando intacto la porción verde externa (clorénquima), al abrir los tumores se observan las galerías con excrementos y las larvas con once bandas transversales negras alternadas con blancas, (Figura 5a) lo que le da su nombre común (Pimienta, 1990; González, 2001).

Durante enero, la palomilla pone los huevecillos en grupos de tres a seis en las puntas de las espinas como si fueran una especie de bandera (Mena, 2013). En el primer estadio las larvitas son blancas, en el siguiente estadio se tornan negras con once franjas blancas, después de cuatro a seis meses las larvas completan su desarrollo y alcanzan 4.5-6.9 cm de longitud. Al completar su desarrollo, la larva abandona la planta y en el suelo contiguo a la base de la planta se transforma en pupa y posteriormente emerger como adulto.

Cuando ataca plantaciones en desarrollo de uno a tres años, el tumor ocasionado por el gusano cebra detiene o retrasa la formación del segundo y tercer nivel de la planta, mientras que en plantaciones en producción los daños no son económicamente significativos, por lo que se sugiere controlar esta plaga desde el primer año para reducir los riesgos durante la etapa de desarrollo vegetativo (Mena & Rosas, 2007). Debido a lo anterior se le considera como una plaga de plantaciones en desarrollo (Mena, 2013).

Normalmente presentan dos generaciones por año siendo más destructiva la primera por la ausencia de enemigos naturales, la cual ocurre entre abril a junio (Badii & Flores, 2001); mientras que en la segunda la cual ocurre entre septiembre a noviembre, tiene menor impacto económico por la presencia de dos especies de parasitoides que atacan a las larvas, un avispa de la familia Braconidae *Apanteles mimoristae* Muesebeck que ataca larvas jóvenes y una mosca de la familia Tachinidae, *Phorocera texana* Aldrich and Webber, que ataca larvas maduras antes de que se transformen en pupa (García, 1965; Borrego & Burgos, 1986; Badii & Flores, 2001), llegando a ocasionar reducciones del 89% en las poblaciones de verano de gusano cebra (Mena-Covarrubias, 2000).

Se deben destruir las pencas afectadas, cuando la larva aún está dentro de ellas esto se puede realizar durante diciembre a marzo. Esta debe ser considerada la principal estrategia de combate contra la primera generación de gusano cebra, ya que, aunque el número de plantas con afectación son altos en algunas localidades (Cuadro 5.3) los niveles de daño son bajos y existe una alta proporción de colonizaciones fallidas superiores al 75%.

Cuadro 3. Daños por gusano cebra en huertos de nopal tunero en Ojuelos, Jalisco. INIFAP CIPEJ - CEPAB.1999.

Parámetro	Localidades			
	La Palma	Matancillas	Sto. Domingo	Las Papas
Incidencia *	40.0	65.30	37.5	21.21
Núm/ataques/pta	1.08	1.34	0.59	0.42
Núm/daños/pta				
1 a 3	17	27	14	6
4 a 6	6	5	1	1
>6	1	0.0	0.0	0.0
Daño en % **	2.32	2.68	1.76	1.42
Colonización exitosa ***	24.6	10.6	10.34	14.28
Colonización fallida	75.4	89.4	75.86	85.72
n	65	66	29	14

* Proporción de plantas con ataque con respecto del total revisado.

** Considerando el número promedio de nopales de crecimiento del año de evaluación y el promedio de ataques por planta.

*** Porcentaje con base a disección de las pencas afectadas.

Para evitar las oviposiciones, se pueden colectar los adultos mediante trampas, de las cuales una opción es el empleo de trampas de luz que se deben encender al anochecer durante abril a junio y de septiembre a noviembre (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2013). Con base en el trampeo de adultos se define cuando es el pico de la presencia de adultos que sirve para realizar las aspersiones de insecticidas preferentemente en el atardecer para que tengan el mayor impacto en la población de palomillas que son de hábitos nocturnos (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2008).

Chinche gris Chelinidea tabulata Burmeister

Esta plaga es una chinche de la familia Coreidae, el género *Chelinidea* Uhler se encuentra en las áreas desérticas y semidesérticas de los EEUU y México alimentándose principalmente de pencas de *Opuntias* spp. En Puebla sobre *O. pelifera* se pueden encontrar dos especies *Chelinidea tabulata* Burmeister y *C. staffilesi* Herring, aunque es más común que se encuentren en diferentes plantas.

Las dos especies son muy similares de color café amarillento-verdosos, con una banda amarillo pajizo en la parte media de la cabeza y pronoto, pero *C. staffilesi* es más pequeña (1.06 cm de longitud) y presenta un patrón de coloración en forma de “X” de color crema que abarca desde el “clavus” hasta el margen posterior del “corium” y se le reporta solo en Oaxaca y Puebla sobre *O. pelifera* y *O. pumila* (Brailovsky et al., 1994). Mientras que *C. tabulata* (Figura 5.6. c) es más robusta ya que los adultos miden 1.3 a 1.5 cm de longitud, presenta los “jugum” sobrepasando al “tylus”, y en la cara ventral del fémur de las patas delanteras tiene de 5 a 10 espinas alineadas en dos hileras y en las patas posteriores presenta de 4 a 6 espinas en la mitad distal y sin marca en forma de “X”. Esta última especie presenta una amplia distribución reportándoseles en Baja California Sur, Nuevo León, Durango, Tamaulipas, Zacatecas, Aguascalientes, Guerrero, San Luis Potosí, Jalisco, Querétaro, Morelos, Estado de México, Puebla, Hidalgo, Veracruz y Oaxaca (Brailovsky et al., 1994). Se menciona que *C. tabulata* tiene una preferencia por *O. inermis*, *O. tomentosa* y *O. monacantha* (Borrego & Burgos, 1986).

Los huevecillos son ovoides pardo oscuro, puestos en hileras de 5 a 15 sobre las espinas del nopal. Las ninfas de primer estadio presentan la parte anterior del cuerpo negro y el resto del cuerpo es verde pálido (Figura 6b), en el primer y segundo estadio las ninfas presentan hábitos gregarios, alimentándose del tejido más blando en la base de las espinas, mientras que las de tercer, cuarto y quinto estadio se alimentan de las pencas jóvenes y se dispersan hacia pencas cercanas y los adultos son solitarios aunque en ocasiones se observan todos los estadios en una misma planta, debido a que no son buenos voladores se dejan caer al suelo cuando son molestados o se mueven hacia el otro lado de la penca. La descripción detallada de los diferentes estadios biológicos de la chinche gris es reportada por Brailovsky et al. (1994).

Son de hábitos monófagos y al parecer bivoltinos ya que se observan huevecillos durante marzo a mayo y en noviembre con la mayor presencia de la plaga en mayo cuando se llegan a detectar hasta 12 individuos por planta de los cuales seis son adultos (García-Hernández & Valdez-Cepeda, 2003; Mena & Rosas, 2007; Vargas-Mendoza et al., 2008). Este pico se mantiene de mayo hasta agosto mientras, que en los meses de invierno cesa su reproducción y los adultos junto con los últimos estadios ninfales buscan lugares protegidos formando grupos para invernar (Pimienta, 1990).

Tanto las ninfas como los adultos succionan la savia de las plantas y forman dos marcas semicirculares unidas de color amarillo que contrastan con el verde de la penca (Figura 6a). A medida que se aumentan las lesiones amarillas, la pencas se debilitan y se reduce el número y vigor de los brotes que

emiten, mientras que en los frutos se disminuye la calidad estética de la tuna y el precio de venta (Badii & Flores, 2001; Mena & Rosas, 2007; Mena 2013).



Figura 6. Aspecto de una penca afectada por chinche gris (a) y acercamiento de ninfa (b) y adultos (c). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP - CEZAC).

En caso de requerir control químico se debe realizar durante abril a mayo y se pueden utilizar productos como Malatión (Badii & Flores, 2001; Mena, 2008).

Picudo de la penca o balaceado de pencas Gerstaeckeria spp.

Los adultos son picudos “gorditos” de 0.5 a 0.6 cm de largo, se han detectado al menos dos especies una de color café oscuro a negro con escamas blancas formando una banda en la porción posterior de los élitros (Mena & Rosas, 2007) y la otra especie presenta además otra banda blanca algo difusa en la parte anterior y marcas blancas aisladas en el pronoto (Figura 7b).

Durante mayo y junio emergen los nuevos adultos de las pencas dejando un agujero circular en el área donde se desarrolló, motivo por el cual se le denomina a este daño como balaceado (Figura 7c).

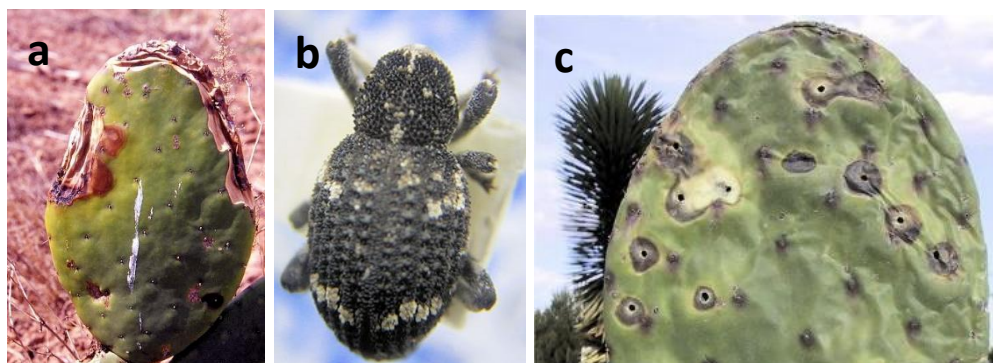


Figura 7. Pudriciones de pencas ocasionadas por el daño de *Gerstaeckeria* (a), adulto (b) y aspecto de una penca afectada donde ya ocurrió la emergencia de los adultos (c). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP – CEZAC).

Este tipo de picudos atacan pencas nuevas que se forman cada año principalmente en el tercio superior, llegando a encontrarse hasta 15 larvas por penca, lo que ocasiona que su borde superior se seque (Mena & Rosas, 2007) e impide la producción de tuna o nopalitos en esas pencas; sin embargo, en ocasiones se presentan pudriciones (Figura 7a) en el sitio donde se alimentó la larva lo que pone en riesgo a las pencas inferiores por lo cual las pencas afectadas deben ser eliminadas cuando se detecten las primeras pudriciones.

El control se basa principalmente en la eliminación de las pencas atacadas antes de que emerjan los adultos, lo cual se debe realizar durante los meses de enero y febrero. Los nopales más afectados son el Rojo Pelón, Burrón y Cristalino (Mena, 2008; Mena, 2013).

Este picudo no vuela, es de hábitos nocturnos y son atraídos hacia las pencas recién cortadas, por lo cual se sugiere una estrategia de concentración de la plaga utilizando pencas cortadas por mitades alrededor de las plantas y aplicar en el atardecer la aspersion de insecticidas durante mayo y junio (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2008). Para la detección de focos de infestación se buscan los daños de alimentación ocasionados por los adultos que son pequeños círculos redondos en las pencas tiernas que se desarrollan durante la primavera (Mena, 2008).

Escama del nopal *Diaspis echinocacti* (Bouché) y escama ostión *Lepidosaphes* sp.

La escama *Diaspis echinocacti* es una especie cosmopolita que ataca cactáceas en varias partes del mundo. La hembra adulta de color verde negrusco, se encuentra debajo de un escudo o escama circular de 1.5 a 2.5 mm de diámetro, aplanado en los bordes y ligeramente convexo en el centro, amarillo dorado con la exuvia subcentral gris a marrón grisáceo dorado (Figura 8a y b), mientras que la cubierta del macho es blanca alargada - ovalada con tres débiles surcos longitudinales y la exuvia terminal amarilla a castaño claro (Zamudio & Claps, 2005; Mena & Rosas, 2007).



Figura 8. Aspecto de una penca afectada por escama del nopal (a) y acercamiento de la misma, mostrando hembras de *D. echinocacti* (b) y fotografía al microscopio de la escama ostión *Lepidosaphes* sp. (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP – CEZAC).

En la escama ostión *Lepidosaphes* sp. (Figura 8c), el adulto mide de 2 a 3 mm de longitud con el cuerpo alargado con la parte anterior de color café amarillento, mientras que la posterior es oscura y cubierta por una membrana de color blanco (Mena & Rosas, 2007).

Las escamas succionan la savia de la planta y debido a las altas densidades que se presentan en pencas aisladas se impide el funcionamiento normal reduciendo drásticamente la capacidad de producir alimento para la planta. Lo más común es que una sola planta presente pencas con alta infestación, mientras que en los nopales vecinos o en el resto de la huerta no exista problema (Mena & Rosas, 2007).

Para el control de esta plaga se deben marcar las plantas con alta infestación y destruir las pencas afectadas. En caso de que alguna penca sea de las de sostén de la planta, se necesario primero quitarlas mecánicamente mediante un raspado y después aplicar agua jabonosa que afectara a las poblaciones de primeros estadios impidiendo que de nuevo alcance altas densidades.

Se considera que la plaga está presente en las huertas, pero es mantenida en poblaciones bajas debido al efecto de sus enemigos naturales principalmente pequeñas avispidas como: *Plagiomerus diaspis* Crawford y *Diaspis* spp. (Coronado et al., 1998) que dejan al emerger de la escama un agujero circular sobre la cubierta. Si se decide utilizar insecticidas se afectará más a las poblaciones de las avispidas que a las de la escama y esta última puede convertirse en plaga primaria (Mena & Rosas, 2007). Es preferible la utilización de productos de extractos de plantas como el extracto de semillas de neem al 3% que ocasiona mortalidades del 77% de la escama en Brasil (De Souza et al., 2009).

Mosca del nopal Dasiops benneti Mc Alpine

Es una mosca azul brillante con ojos rojizos, patas negras y alas transparentes de 4.0 mm, la porción terminal del abdomen en el macho es redondeada mientras que en las hembras termina en pico (Figura 9c). Las larvas son de tipo muscidiforme, es decir, con el cuerpo adelgazado en la porción anterior y más ancho en la posterior; además se observan las partes bucales de color oscuro y la pupa es como una capsula cilíndrica de color café (Mena & Rosas, 2007).

Los adultos ovipositan cerca del borde de las pencas más jóvenes y al emerger, las larvitas ocasionan pequeños tumores de forma oval de 2.5 cm de largo por 1.7 cm de ancho cuando se alimentan. En una sola penca, se pueden llegar a encontrar de uno hasta ocho tumores y las pencas afectadas empiezan a decolorarse, pierden su turgencia y el tejido afectado es claramente visible (Figura 9a). El interior del tumor tiene un tejido semiseco como aserrín de color café oscuro donde se observan las larvas blancas (Figura 9b) (Mena & Rosas, 2007).

No es común que este insecto ocasione daños de importancia económica, aunque puede ser fuente de alimento y colonización de insectos saprofitos que se desarrollan en el tejido dañado pudiendo agrandar los daños al ocasionar descomposiciones. En caso de detectarse pencas afectadas se sugiere eliminarlas durante septiembre que es cuando el daño es más notorio (Mena & Rosas, 2007).



Figura 9. Aspecto externo de una penca afectada por mosca del nopal (a) y corte transversal del mismo (b) y adulto de *Dasiops benneti* (c). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP - CEZAC).

INSECTOS QUE DAÑAN PENCAS, NOPALITOS Y FRUTOS

Grana o cochinilla Dactylopius spp.

La familia Dactylopiidae tiene solo un género, *Dactylopius* con nueve especies; de las cuales, *D. tomentosus* (Lamark), *D. confusus* (Cockerell), *D. ceylonicus* (Green) y *D. opuntiae* (Cockerell) se encuentran en América del norte desde Nuevo México, Arizona y Texas en EE.UU. y en todo México. Pero *D. ceylonicus* (Green) y *D. opuntiae* son las más ampliamente distribuidas en la República Mexicana. Mientras *D. austrinus* De Lotto, *D. confertus* De Lotto, *D. salmianus* De Lotto y *D. zimmermanni* De Lotto se encuentran en Sudamérica (Zona Andina de noreste de Argentina, Bolivia y Paraguay) y *D. coccus* Costa, la grana fina que se encuentra en México y Perú, existiendo discrepancia en el origen de esta última (Rodríguez et al., 2001; Portillo, 2005). Este género ataca exclusivamente *Opuntia* reportándose 77 especies afectadas, algunas de las cuales son: *O. atropes* Rose (nopal blanco), *O. amyclaea* Tenore (tuna blanca), *O. cochenillifera* (L.) Salm-Dyck (nopalillo), *O. ficus indica* (L.) Miller (nopal de castilla), *O. jaliscana* Bravo (chamacuero), *O. streptacantha* Lem. (nopal cardón), *O. tomentosa* Salm-Dyck (nopal San Gabriel), y *Cylindropuntia* spp. (cardenches) entre los más conocidos (Portillo, 1995 y 2005).

Las especies de cochinilla silvestres se identifican solo mediante sus características morfológicas y la variedad del nopal que parasitan (De Lotto, 1974; Hodgson, 1994), aunque se han realizado avances en la identificación de poblaciones de cochinilla mediante marcadores genéticos (García et al., 2000).

El cultivo de la grana

La palabra grana es una derivación de grano que es la forma, como se comercializaba este insecto, mientras que el término “cochinilla” algunos señalan que es debido a un crustáceo mexicano al cual se asemeja el insecto y que al tocarlo se hace bolita (Alzate, 1974 citado por Piña, 1977); sin embargo, se considera que lo correcto es que esta última palabra es una derivación del latín *cocceum* o *coccinus* que significa escarlata que hace referencia al líquido que se produce al aplastar una hembra (Piña, 1977). En

náhuatl se le denominaba como “nocheztli” que significa sangre de nopal, apelativo que servía para designar al insecto y el pigmento que se obtenía (Wright, 1963 citado por Portillo, 1995).

De la grana fina se obtiene un tinte carmín, que se utiliza en la industria del vestido, fabricación de cosméticos, pinturas, coloración de alimentos y medicamentos (Granados & Castañeda, 2000). El cultivo de la grana se originó probablemente en Oaxaca y regiones adyacentes de Guerrero y Puebla por los pueblos mixtecos y zapotecas alrededor del siglo X de nuestra era (Granados & Castañeda, 2000).

Se menciona que las túnicas de los emperadores aztecas como Moctezuma eran de color carmín intenso y que para obtener dicha coloración necesitaban insectos que produjeran ese color por lo cual exigían el pago de impuestos con grana (Nobel, 1998). En el siglo XVI los conquistadores españoles la exportaron a España y el pigmento se utilizó para las túnicas de la realeza europea, chaquetas de los soldados británicos, entre otros y su uso se difundió a tal grado que en el siglo XVIII las exportaciones de México a España de grana ocuparon el segundo lugar después de las de plata y se señala que el pigmento fue más valioso que su peso en oro. El misterio de donde se obtenía tal intensidad de color fue celosamente guardado hasta que Leeuwenhoek mediante un microscopio descubrió rastros del insecto en el pigmento (Nobel, 1998).

Después del descubrimiento de los colorantes sintéticos a partir del alquitrán en 1875, la preferencia por la grana para el teñido de telas disminuyó drásticamente ya que las pinturas sintéticas eran más económicas (Nobel, 1998). Sin embargo, su cultivo tuvo un nuevo repunte después de 1970 debido a la prohibición de algunos colorantes químicos artificiales ya que tenían efectos cancerígenos (Condeña, 1997). Mientras que el ácido carmínico está recomendado como colorante natural por la FAO, OMS, UNICEF, FDA en EE.UU. y el parlamento en la Unión Europea (González et al., 2002; Condeña, 1997).

Existen dos tipos de granas dependiendo de la etapa que se colecte 1) la grana negra son los cuerpos de hembras que ya han terminado de ovipositar y 2) la grana blanca son cuerpos de ninfas y hembras adultas en plena producción de huevecillos. Se considera que se requieren de aproximadamente 140, 000 insectos para hacer un kilogramo de grana negra y 80, 000 para uno de grana blanca. Si se considera que la grana es el cuerpo seco de las hembras adultas estas contienen 10 % de ácido carmínico, 40 % materia orgánica, 10 % de grasa, 2 % de cera y 38 % de cenizas y se puede encontrar en cuatro presentaciones 1) grana seca y limpia empleada por los artesanos para colorear textiles, 2) extracto acuoso para la industria alimentaria y farmacéutica, 3) carmín que es una laca de aluminio para elaboración de pigmentos artísticos y 4) ácido carmínico que se utiliza como reactivo en tinciones histológicas y bacteriológicas (Granados & Castañeda, 2000).

La distinción entre una grana silvestre y una fina se puede realizar al observar la capa serosa que las envuelve, si esta es de carácter pulverulento y se desprende al soplar es grana fina, si por el contrario es no pulverulenta y tiene aspecto algodonoso y es pegajosa se trata de grana silvestre (Portillo, 1995). Lo anterior es corroborado con la diferencia en la concentración de ácido carmínico que en la grana silvestre

o corriente es de 5 a 10 % mientras que la segunda presenta de 19 a 24% en base a peso seco de la hembra, considerándose como grana de primera calidad la que rebase el 18% (Aladama-Aguilera et al., 2005; Portillo, 2005).

La grana se produce comercialmente en Bolivia, Chile, España, México (Aquino et al., 1994; Anónimo, 2007) y Perú siendo este último el principal productor con cerca de 650 ton por año y que junto con Islas Canarias, Chile, Bolivia y Ecuador totalizan 850 ton por año que es la mitad de lo que demanda el mercado (Víctor Flores Flores, citado por Aldama Aguilera et al., 2005). En Perú la producción es la recolección de poblaciones silvestres y la producción en huertos establecidos alrededor de la casas (Flores, 1995), mientras que en México la producción de esta manera se dificulta por la existencia de grana silvestres, enemigos naturales, temperaturas extremas, lluvias fuera de temporada, alta luminosidad y vientos fuertes por lo cual se requieren emplear diferentes estrategias para controlar dichos factores como cultivo con penca cortada en cobertizos o “tapexcos” de estructura de carrizo y cubiertos con petates (Llanderal & Campos, 2001; Castillo, 2014), microtuneles (Méndez et al., 1999; Aldama-Aguilera et al., 2005), invernaderos (Aldama-Aguilera & Llanderal-Cázares, 2003; Campos-Figueroa & Llanderal-Cázares, 2003.), desarrollándose metodologías de cultivo considerando tanto variedades de hospederos (Robles & Galindo, 2003; Méndez et al., 2010), temperaturas (Mendez et al., 1995), como manejo en postcosecha (Tekelenburg, 1995) para obtener de 7 a 12 g. de peso fresco por penca con una conversión de 2.5 - 3.5: 1 peso fresco: peso seco (Méndez, 2001). En la actualidad se menciona una producción mundial de 2,000 t por año con Peru como el mayor productor (Portillo 2009).

La grana como plaga

La presencia de la cochinilla se determina fácilmente por las masas algodonosas cerca de la base de las espinas, al aplastar una se produce un líquido rojizo-morado muy tintóreo (Mena & Rosas, 2007). La alimentación de la hembra y las ninfas ocasiona el debilitamiento general de la planta ocasionando que lo nuevos brotes sean débiles y en menor cantidad. Las altas densidades de insectos pueden provocar la caída de pencas e incluso la muerte de la planta (Figura 10a). Cuando el ataque es sobre los frutos (Figura 5.10. b) estos son menos turgentes, pseudomaduros, amarillentos, poco dulces y de baja calidad estética debido a la presencia del insecto y al hecho de que la fruta es difícil de manejar por el colorante y por lo pegostioso de los frutos, lo cual se traduce en rechazo de la fruta o un menor precio de venta (Mena, 2013).

Esta plaga presenta dimorfismo sexual. La hembra es sésil, áptera, rechoncha y de forma ovoide de 0.2 - 0.25 cm de longitud (Figura 10c), mientras que el macho es como una pequeña mosquita de cuerpo rojizo con alas blancas y el cuerpo está cubierto de un polvo blanquecino y en el extremo del abdomen presenta dos filamentos blanquecinos (Figura 5.10. d), con el aparato bucal atrofiado y un

periodo de vida muy corto (3 a 4 días), cuyo único objetivo es copular con la hembra y fertilizar los huevecillos (Montiel, 1995).



Figura 10. Aspecto de plantas con afectación de grana cochinilla en toda la planta (a) y en la tuna (b). Ciclo biológico de la cochinilla (c), adulto macho (d). Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias CEZAC.

La hembra presenta metamorfosis simple con huevo, ninfa I, ninfa II y adulto, mientras que el macho presenta metamorfosis completa con huevo, ninfa I, ninfa II, prepupa, pupa y adulto y el ciclo biológico dura 77 días en la hembra y 43 en los machos (Flores et al., 2006).

Los huevecillos son rojizos y se encuentran en la parte inferior del abdomen de la hembra (Flores et al., 2006), de ellos nacen pequeñas ninfitas (NI) también llamados “caminadores” “vagabundas” o migrantes por su capacidad de desplazarse continuamente sobre la penca en busca de un lugar donde alimentarse y establecerse; una vez seleccionado el sitio, insertan su aparato bucal al nopal, estas ninfitas son oval-alargado de color rojo púrpura con tres pares de patas y antenas de seis segmentos con varios túbulos poros y setas; en esta etapa los sexos se diferencian por la presencia de setas cortas junto a los túbulos apicales de la región cefálica en la hembras y su ausencia en los machos, también las hembras tienen los filamentos cerosos más largos que los machos lo que le da una apariencia algodonosa (Montiel, 1995).

Después de la primera muda, el cuerpo de la ninfa II adquiere un color rojo oscuro y el cuerpo es más redondeado y abultado que el de la ninfa I y los túbulos son más cortos, el tamaño se incrementa lentamente y las secreciones y filamentos se tornan abundantes y en ocasiones la exuvia del estadio anterior se encuentran pegadas a su cuerpo (Montiel, 1995).

La segunda muda da origen a la hembra adulta que al inicio es aplanada pero paulatinamente aumenta de volumen a tal grado que el dorso se torna convexo mientras que el vientre se mantiene aplanado, la distensión del cuerpo es debido al número y desarrollo de los huevecillos que la hembra

contiene, las antenas son de cinco segmentos muy reducidos y no sobresalen en vista dorsal al igual que las patas (Montiel, 1995).

En el caso de las ninfas II, que darán origen a machos, estas son ovalado-alargado con el lóbulo anal bien diferenciado, las cuales a los 6 o 7 días empieza a secretar abundante cera blanca en el prosoma y los dos primeros segmentos abdominales estas secreciones se transforman en hilos de dos grosores, con los cuales la ninfa construye a su alrededor un capullo alargado con una abertura en la parte posterior y después de 8 días, la ninfa empieza a transformarse en prepupa. En este estado la cabeza se separa ligeramente del tórax proyectándose hacia adelante y las antenas presentan 10 segmentos y en general el cuerpo es alargado con las patas largas y delgadas diferenciándose la cabeza del tórax con los lóbulos alares y el abdomen. El cambio a pupa es gradual, al llegar a pupa se observa al adulto ya casi formado con los paquetes alares bien desarrollados, las antenas dobladas hacia atrás y nueve segmentos abdominales. El adulto es como una pequeña mosquita rojiza con un fino polvo blanquecino, con las alas blancas y dos filamentos blancos más largos que el cuerpo en la porción terminal del abdomen (Montiel, 1995).

Las hembras adultas empiezan a ovipositar cuatro semanas después de la fecundación, ovipositando de 131 a 160 huevecillos en promedio con un rango entre 62 a 617 durante un periodo de 15 a 21 días, después del cual la hembra muere, considerándose un promedio de dos meses de vida (Mena, 2013).

En forma natural la cochinilla se ve afectada por enemigos naturales como *Laetilia coccidivora* Comstock, gusano telero o arrocero (Lepidoptera: Pyralidae), *Hyperaspis trifurcatus* Schaffer, catarinita (Coleoptera: Coccinellidae), *Leucopis bellula* Willinston (Diptera: Chaemaemyiidae), *Symphorobius barberi* Banks y *Symphorobius angustus* Banks, gusano aguja (Neuroptera: Hemerobidae), *Chrysoperla carnea* Stephen chrysopa (Neuroptera: Chrysopidae), *Nephus timberlakei* Gordon y *Salpingogaster texana* Curran *Salpingogaster cochenillivorus* Guérin-Méneville (Diptera: Syrphidae), *Baccha* sp., gusano tambor, *Chilocorus cacti* L. catarinita (coleóptera: Coccinellidae) *Hemerobius* sp., (Gilreath & Smith, 1988; Portillo & Viguera, 1998 ; Viguera & Portillo, 2001; Aldama-Aguilera et al., 2005; Vanegas-Rico et al., 2010), algunos de los cuales como la mosca de la familia Syrphidae (probablemente el gusano tambor) ocasionan en cultivos de grana hasta el 100% de mortalidad o el gusano aguja que ocasiona hasta el 40% de mortalidad de los inmaduros de cochinilla (Portillo & Viguera, 1998). Mientras que a nivel de campo en Tlanepantla, Morelos los depredadores más frecuentes son: *Leucopis bellula*, *Symphorobius barberi* y *Laetilia coccidivora* (Vanegas-Rico et al., 2010)

Para el manejo de esta plaga se debe tener en cuenta que en la huerta, solo unos cuantos nopales tiene alta incidencia, por lo que una de las primeras acciones es marcar las plantas infectadas. Una forma cuantitativa de realizar esto es usar la escala de infestación propuesta por Vanegas-Rico et al. (2010) que

presenta los siguientes niveles 1=1 a 5 colonias, 2= 6 a 15 colonias, 3=16 a 25 % de la superficie con infestación (SCI), 4= 26 a 50% SCI, 5= 51 a 75% SCI, 6= 76 a 100% SCI.

En forma posterior se quitan mecánicamente las colonias de la grana con barrido con una especie de escoba durante los meses de noviembre a marzo (Mena, 2008), para destruir la población inicial de la grana. Después del barrido la grana tratará de establecer una nueva población en los nopales de donde fueron quitados. La grana realiza esta colonización por medio de los caminadores; para impedir esto, se pueden realizar aspersiones de agua con jabón (1.0 kg de jabón en 200 l de agua) de preferencia utilizar jabones neutros o biodegradables (Palacios et al., 2004) con la menor cantidad de suavizantes y aromatizantes que pudieran ocasionar contaminaciones o daños a la planta ya que se ha observado que cuando se utiliza jabón los nopales son más susceptibles a la enfermedad denominada mal del oro (Mena, 2008).

En Brasil, Brito et al. (2008) mencionan que obtuvieron porcentajes de control de cochinilla superiores al 80% con jabón en polvo, detergente neutro, aceite mineral y vegetal en concentraciones del 5%, similares a los obtenidos con Paratión Metílico y Dimetoato. El efecto de jabones biodegradables en polvo (p.e. Roma®) son efectivos en concentraciones que van del 0.5 a 3% contra ninfas y adultos de *D. opuntiae*, el primer efecto es la remoción de la cubierta de cera cuticular que protege el cuerpo, lo cual provoca la deshidratación y muerte. La aplicación repetida con base en la reposición de la cubierta (cinco días en condiciones de laboratorio) incrementa los porcentajes de mortalidad hasta el 80% (Palacios et al., 2004).

En búsqueda de productos alternativos a los insecticidas de síntesis química, Viguera et al. (2009) evaluaron extractos de plantas (*Chenopodium ambrosoides* L., *Mentha piperita* L., *M. viridis* L., *Tagetes erecta* L. y *T. florida* L.) en combinación con Tween 20 como emulsificador para el control de cochinilla, obteniendo mortalidades del 82 al 99% en ninfas de II, mientras que en ninfas I y hembras adultas, la mortalidad fue del 35% cuando no existió degradación de la cubierta cuticular.

En México se ha evaluado otros productos como tierra de diatomeas, silicio orgánico, jabón en polvo, jabón en polvo + sal, contracal + cal hidra, de los cuales los más prometedores son la tierra de diatomeas en dosis de 2.0 kg/200 l de agua y el silicio orgánico a dosis de 1.0 kg/200 l de agua con mortalidades superiores al 80% (Aguilar, 2000; Aguilar et al., 2006). Mena (2013) cita que combinar el silicio orgánico (algas marinas fosilizadas) o inorgánico (marmolina tipo talco) a dosis de 2.5 g/l de agua mezclado con la misma dosis de jabón biodegradable puede controlar hasta hembras adultas de la grana cochinilla, aunque es necesario usar boquillas y presión adecuadas y sistema de agitación en los contenedores.

Cabe recalcar que cuando se utiliza el control con plaguicidas debe ser dirigido a los caminadores que es la etapa más susceptible de la cochinilla ya que aún no ha formado la capa algodonosa protectora. Las aspersiones deben realizarse en las dos caras de las pencas y en los sitios donde existan uniones ya

que en estos se protege la plaga (Mena, 2008). Por lo cual una práctica útil en el control de esta plaga es realizar la poda de invierno para quitar el exceso de cladodios y eliminar los sobrepuestos ya que dificultan que el producto llegue a tener contacto con la plaga que inverna en la partes inferiores e internas de la planta (Mena, 2013).

El momento de mayor riesgo es durante los meses de abril y mayo, cuando la temperatura es alta y hay poca humedad relativa; en esta época, la reproducción se incrementa y el ciclo se acorta, por lo cual se necesitan realizar varias aplicaciones (Mena, 2013).

Picudo de la espina *Cylindrocoptorus biradiatus* Champ.

Los adultos son pequeños picudos de 4.0 a 4.5 mm de longitud de color oscuro con una mancha amarillenta en el dorso de los élitros en forma de cruz con dos líneas transversas (Figura 11b) (García, 1965), cuando caminan parecen pequeñas arañas de color gris oscuro (Mena & Rosas, 2007).

Durante abril a mayo las hembras depositan sus huevecillos en la base de las espinas de las pencas nuevas que se forman cada año, de los huevecillos nacen las larvitas que empiezan a alimentarse durante junio y julio (Figura 11b), lo cual da origen exteriormente a escurrimientos gomosos en forma de escamas o listones que salen de las espinas y se endurecen por lo cual el daño es muy fácil de detectar (Figura 11a) (Mena, 2013). El daño ocasiona la destrucción de las yemas de las areolas afectadas y cuando existe una alta densidad de la plaga, hasta las areolas de las tunas son afectadas (Mena & Rosas, 2007).



Figura 11. Aspecto de los daños ocasionados por picudo de la espina a), vista dorsal de un adulto b) y disección de una espina afectada mostrando en su interior la larva c). Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Cuando existe de uno a tres daños por penca, se eliminan mecánicamente con una pica, hecha de una varilla de acero con un lado puntiagudo, en cambio sí hay muchos daños es necesario eliminar toda la penca durante la poda de invierno que se hace de diciembre a febrero, las pencas se pueden enterrar,

quemar o dar de alimento al ganado, pero no dejarlas tiradas dentro de la huerta o a orillas de la misma (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2008).

Para el control del picudo de la espina se pueden aplicar insecticidas (Badii & Flores, 2001; García-Hernández & Valdez-Cepeda, 2003; Mena & Rosas, 2007), cuando la mayoría de los adultos ya han emergido lo cual se presenta en la última semana de mayo o primera de junio, para definir lo anterior se cortan a principios de mayo, espinas afectadas que se colocan en un frasco con tapa de tela de organza y se monitorea la emergencia de los adultos dos veces por semana y cuando se detecte más del 75% se inician las aplicaciones (Mena & Rosas, 2007). En caso de que el monitoreo se realice en campo, es necesario contar el número de espinas afectadas por penca y cuantas presentan agujero de emergencia de los adultos, pero debe tenerse cuidado de no confundirlos con los de emergencia de parasitoides que son más pequeños.

El nopal cardón *Opuntia streptacantha* es un hospedero alternativo muy preferido por esta plaga por lo cual las acciones de combate también se deben realizar en esta planta sobre todo si se encuentra en las cercanías de las plantaciones de nopal (Mena & Rosas, 2007).

Chinche roja Hesperolabops gelastops Kirkaldy

Esta pequeña chinche 6.5 - 7.0 mm de longitud en estado adulto es oscura con los ojos rojos que sobresalen de la cabeza como la cabeza de un tiburón martillo, en los costados del cuerpo presenta una franja color crema (Figura 12b) (Mena & Rosas, 2007).

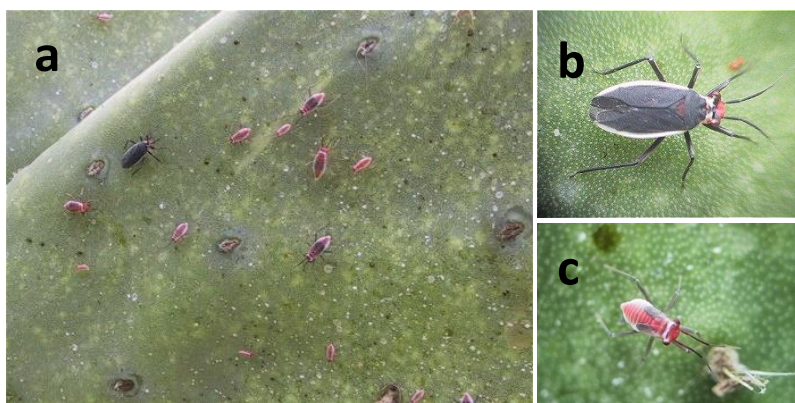


Figura 12. Apariencia de una penca afectada por chinche roja (a) y acercamiento de un adulto (b) y una ninfa (c). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP - CEZAC).

Pasa el invierno como huevecillo dentro de las pencas, con un periodo de incubación de 268 días en promedio (Palomares-Pérez, 2011), aunque en este sentido existe controversia ya que también se menciona que invernan como adultos bajo la corteza de Mezquites. En primavera, emergen las ninfitas que son rojizas tanto la cabeza como las patas; sin embargo, a medida que se desarrolla y llega al estado adulto, el color de las patas, donde se desarrollaran las alas y la porción terminal de las antenas se tornan negras, presenta cinco estadios ninfales que se completa en 36 días, mientras que el adulto vive 29 días.

La emergencia de las ninfas se presenta desde marzo y se encuentran hasta julio con el mayor pico poblacional en junio-julio. Los machos y hembras se pueden diferenciar por el color ventral del abdomen, que en los machos es rojo y en las hembras negro (Mena & Rosas, 2007; Palomares-Pérez, 2011).

Tanto los adultos como las ninfas se alimentan de las pencas y la cascara de los frutos dejando puntos amarillentos en cada punto de alimentación, así como pequeñas bolitas de excremento de color blanco y negro, dándole una apariencia amarillenta a las pencas y frutos afectados. En ocasiones se pueden encontrar poblaciones tan altas como 40 individuos por penca (Mena & Rosas, 2007).

En Hidalgo y el Valle de México, los puntos de alimentación de la chinche roja son invadidos por el hongo *Alternaria* sp., que origina la formación de costras que pueden cubrir del 60 al 80% de la superficie de la penca afectando la productividad del nopal, aunque en Zacatecas aún no se presenta estas costras amarillentas (Mena & Rosas, 2007). Se ha encontrado una alta relación entre la alimentación de la chinche con la sintomatología conocida como el “cacarizo del nopal” considerándose que esta sintomatología es ocasionada más bien por la saliva tóxica de la chinche que por la acción del hongo (Palomares-Pérez, 2011).

Para controlar a esta plaga, se pueden usar insecticidas (Badii y Flores, 2001) durante los meses de abril a mayo cuando se detecten las ninfas de primer estadio (Mena y Rosas, 2007; Mena, 2013).

Trips del nopal Neohydatothrips opuntiae (Hood)

El trips que afecta a los nopales se mencionaba como *Sericothrips opuntia* (Hood, 1936) pero se renombro como *Neohydatothrips opuntiae* (Hood, 1936; Pitkin, 1978; CSIRO, 2010). Otros trips que afectan cactáceas son *Frankliniella fusca*, *Heliothrips haemorrhoidalis*, *Rhopalothrips bicolor* y *Scopaeothrips bicolor* (Green, 2010).

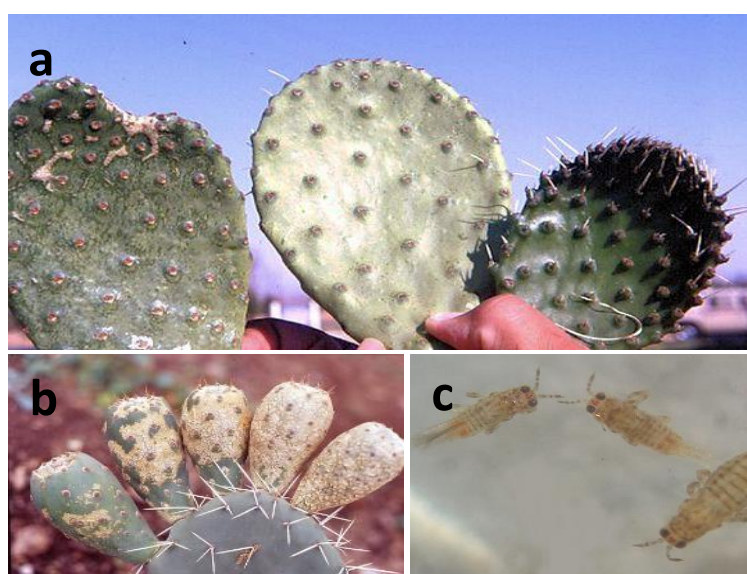


Figura 13. Aspecto de los daños ocasionados por los trips en pencas (a) tunas (b) y acercamiento de adultos bajo microscopio. Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Neohydatothrips opuntiae es un insecto muy pequeño de 0.1 cm de longitud, con el cuerpo alargado de color amarillo a verde claro (Figura 13c), con una hilera de manchas café a lo largo de la orilla del cuerpo, mientras que las ninfitas son de color amarillo claro y las más desarrolladas son color salmón (Mena & Rosas, 2007). Los órganos atacados se cubren de manchas gris blanquecino y se observan sucias debido al excremento oscuro y brillante del insecto, después aparece la coloración parda, la costrosidad y la desecación de la parte afectada (Figura 13a y b); así mismo, estos organismos son considerados como vectores de virus (Granados & Castañeda, 2000).

Cuando el ataque es sobre las tunas, el daño empieza en la parte superior, durante la brotación e inicio de floración en la parte donde se insertan los sépalos de la flor con el fruto, concentrándose en esta época hasta 100 trips por fruto. Los mayores daños se reportan durante la época seca del año (Perales et al., 2010). Donde se alimenta un trips se forma una pequeña gotita blanquecina que se seca y al quedar junto a otros puntos de alimentación se forma un área blanquecina plateada y aun cuando el daño es estético, cuando las tunas son pequeñas, a medida que crece la tuna el área afectada aumenta, dándole una apariencia roñosa (Mena y Rosas, 2007), lo cual es un demérito de la calidad estética del fruto no de su sabor; sin embargo, es difícil de vender o su precio de venta es muy bajo (Mena, 2013).

La etapa crítica de control es durante la brotación y el inicio de la floración esto ocurre de fines de marzo-abril (Mena, 2008) cuando la temperatura se empieza a elevar y la actividad del insecto se incrementa. Para su control se pueden utilizar Azadiractina, aceites de neem, piretrinas combinadas con butóxido de piperonilo y jabones insecticidas que son efectivos cuando los primeros daños se observan; sin embargo, los mejores resultados se obtienen con el Spinosad, o la Abamectina considerándose a estos como derivados de microbios y con bajo impacto a los enemigos naturales (Green, 2010).

Minador del nopal Marmara opuntiella Busck

Los adultos son micropalomillas de color café grisáceo de 0.30-0.35 cm de longitud con tres franjas blancas transversales (Figura 14d) (Mena & Rosas, 2007). Las larvitas de primer estadio son blancas y después toman una coloración anaranjada (Figura 14c) y en desarrollo completo adquieren una tonalidad rojo cereza; son aplanadas con los segmentos muy marcados como si fueran corrugados, las pupas son de color café y pupan dentro de un capullo de seda color blanco con presencia de pequeñas bolitas (Mena & Rosas, 2007).

Las palomillas ponen sus huevecillos bajo la epidermis del nopal y al eclosionar, la larvita empieza a barrenar una mina ondulada como un pequeño hilo, en el segundo estadio la larvita incrementa el grosor de la mina, observándose la larva naranja a través de la epidermis blanquecina (Figura 14a y b). La larva de último estadio emerge de la mina a través de un agujero semicircular para formar su cocón en un área

protegida (Figura 5.14. e), cuando la larva está afectada por un parasitoide el agujero de emergencia es circular.

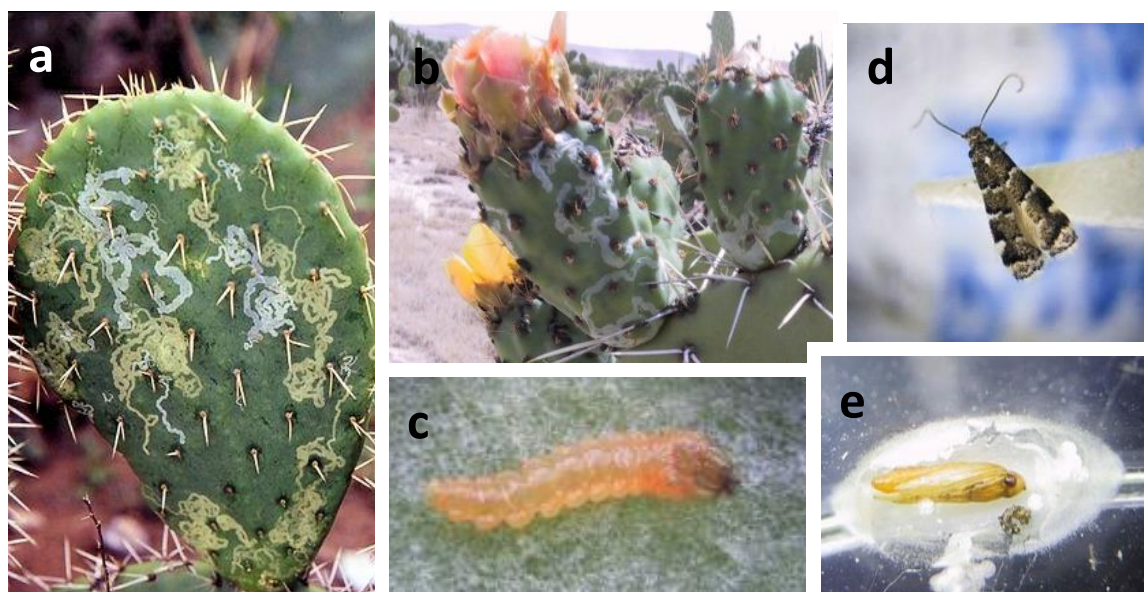


Figura 14. Daño ocasionado por el minador en la penca (a) y en la tuna(b) y aspectos de sus estadios biológicos larva (c) adulto (d) y pupario (e). Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

El control cultural se basa en la eliminación de las pencas altamente infectadas durante octubre a febrero ya que, en ese tiempo, la plaga se encuentra en fase de larva en las pencas nuevas que se desarrollaron en la temporada anterior (Mena, 2008). En pencas con poca densidad de minas, se pueden realizar aspersiones de Malation a dosis de cuatro centímetros por litro de agua, esto durante los meses de diciembre a febrero.

El nopal tapón es una hospedera silvestre muy preferida por el minador y las acciones de combate también se deben dirigir a este tipo de plantas especialmente en las cercanías del huerto (Mena, 2008).

PLAGAS SECUNDARIAS DEL NOPAL

Caracol café del jardín Helix aspersa

El adulto mide de 28-38 mm de diámetro con cuatro o cinco espirales; el caparazón es de color amarillo a café con bandas espirales de color café castaño salpicados de color amarillo. En los primeros estadios son aperlados y transparentes dejando ver sus órganos internos. Al desplazarse dejan un rastro mucoso color plateado (Mena & Rosas, 2007).

Los caracoles se alimentan de las pencas tiernas (Figura 15a y b), preferentemente durante la noche, consumiendo la pulpa lo que ocasiona lesiones irregulares que al secarse dan un aspecto roñoso (Figura 15c). Los caracoles se presentan en las zonas más húmedas del huerto y con sitios para ocultarse durante el día por lo que es necesario quitar tablas, bolsas, basura, vegetación abundante que da sombra y humedad. Una forma de controlar esta plaga es fabricar este tipo de refugios cerca de las plantas

dañadas, con una tabla sobre cuatro piedras, debajo de la cual se esconden los caracoles y posteriormente se pueden destruir mecánicamente durante el día (Mena & Rosas, 2007).



Figura 15. Caracol alimentando se dé pencas tiernas (a) acercamiento (b) y daños ocasionados por caracoles (c). Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Otra forma de impedir el daño por caracoles es poner una barrera de tierra de diatomeas, arena, cenizas o una pasta de sulfato tribásico de cobre en la base de las plantas. También una forma de controlar a los caracoles es ahogarlos en un atrayente, para lo cual se entierran envases plásticos de medio litro de capacidad de boca ancha procurando que la boca quede al ras del suelo, a estos envases se les agrega cerveza que es un poderoso atrayente para los caracoles que al caer mueren ahogados (Mena & Rosas, 2007). Esta estrategia es una modificación de las trampas denominadas como pitfall.

LITERATURA CITADA

- Aguilar Z., A. A., R. Gómez, M. & P. Cortéz, C. (2006). Evaluación de Insecticidas y bioinsecticidas para controlar la grana cochinilla del nopal en el Distrito Federal. Fundación Hidalgo Produce.
- Aguilar, Z., A. A. (2000). Control de la grana cochinilla del nopal verdura en el Distrito Federal. INIFAP-CIRCE- Campo Experimental Valle de México. Desplegable técnica No. 1. 6 p.
- Aldama-Aguilera, C. & C. Llanderal-Cázares. (2003). Grana cochinilla: comparación de métodos de producción en penca cortada. *Agrociencia*, 37, 11-19.
- Aldama-Aguilera, C., C. Llanderal-Cázares, M. Soto-Hernández, & L. E. Castillo-Márquez. (2005). Producción de grana cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en plantas a la intemperie y en microtúneles. *Agrociencia*, 39, 161-171.
- Anónimo. (2007). La grana o cochinilla. In: revista Agroproduce. Fundación Produce Oaxaca A.C. pp. 17 - 21. Disponible en línea en: <http://www.oidrus.oaxaca.gob.mx/produce/junio07/contenido.pdf>. Consultado el 26 de julio de 2010.
- Aquino, P., G., B. Figueroa S. & N. M. Barcenas. (1994). Perspectivas del cultivo de la cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en el altiplano Potosino-Zacatecano. In: Memorias Aportaciones técnicas

- y experiencias de la producción de tuna en Zacatecas. G. Esparza F. & S. Méndez G. (eds.). Zacatecas, México. pp. 66-77.
- Badii, M. H. & A. E. Flores. (2001). Prickly pear cacti pests and their control in México. *Florida Entomologist*, 84, 503-505.
- Borrego E., F. & N. Burgos. (1986). El Nopal. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. pp. 85-101.
- Brailovsky, H., Barrera, E., Mayorga, C., & Ortega, L. G. (1994). Estadios ninfales de los coreidos del Valle de Tehuacán, Puebla (Hemiptera: Heteroptera) I. *Chelinidea staffilesi*, *C. tabulata* y *Narnia femorata*. *Anales del Instituto de Biología. Serie Zoológica*. UNAM. México. 65, 241-264.
- Brito, C. H., E. Batista, L., I. Cavalcanti, A., & J. de Luna, B. (2008). Avaliação de produtos alternativos e pesticidas no controle da cochonilha-do-carmin na Paraíba. *Universidade Estadual da Paraíba*. Brasil. *Bioterra*, 8, 1-15.
- Campos-Figueroa, M. & C. Llanderal-Cázares. (2003). Producción de grana cochinilla *Dactylopius coccus* (Homoptera: Dactylopidae) en invernadero. *Agrociencia* 37. 149-155.
- Castillo, N., J. L. (2014). Manual para la producción de grana cochinilla. Gobierno del Estado de México. Secretaría de Desarrollo Agropecuario. Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuicola y Forestal del Estado de México. 24 p. www.edomex.gob.mx/Icames.
- Cerón-González, C., Rodríguez-Leyva, E., Lomelí-Flores, J. R., Hernández-Olmos, C. E., Peña-Martínez, R., & Mora-Aguilera, G. (2012). Evaluación de insecticidas sobre adultos de *Metamasius spinolae* (Coleoptera: Curculionidae) procedentes de Tlanepantla, Morelos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3, 217-229.
- CESAVEDF. (2010). Barrenador de las uniones de las pencas *Metapleura potosí* (Lepidoptera: Gelechiidae). In: Manejo fitosanitario del nopal verdura. Plagas del nopal. Disponible en línea www.cesavedf.com/plagas%20de%20nopal%20barrenador%20las%20uniones.htm. Consultado el 20 de julio de 2010.
- Cibrián-Tovar, J., Carrillo-Sánchez, J. L., & Márquez-Santos, M. (2006). Evidencia de feromonas producidas por hembras del picudo del nopal *Metamasius spinolae* (Gyllenhal) (Coleoptera: Curculionidae). *Agrociencia*, 40, 765-772.
- Condeña, A., F. (1997). Manejo integral de la tuna y la cochinilla para los valles interandinos de la sierra peruana. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú. 66 p.
- Coronado, B., J. M., Ruiz, E. C., & Trjapitzin, V. A. (1998). Nuevo registro de *Plagiomerus diaspis* Crawford en Tamaulipas, México, sobre la escama *Diaspis echinocacti* (Bouché). Instituto de Ecología, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 75, 203-204.

- CSIRO. (2010). Thrips of the world checklist. anic.ento.csiro.au/wolrdthrips/taxon_details.asp?BiotaID=6157. Consultado el 12 de febrero de 2010.
- De la Torre-Almaraz, R., Salazar-Segura, M., & Ruiz-Mendoza, R. (2007). Ocurrencia de un Tobamovirus asociado con manchas amarillas en nopal tunero en México. *Agrociencia*, 41, 763-773.
- De Lotto, G. (1974). On the status and identity of the cochineal insect (Homoptera: Dactylopidae). *Journal of Entomology South Africa*, 37, 167-193.
- De Souza, B., Cerqueira, M. J., Alencar, H. M., de Melo, V., Broglio-Michelletti, S. M. F., Pinto, T. E. E., & Passos, D. M. (2009). Control of *Diaspis echinocacti* (Bouché, 1833) (Hemiptera: Diaspididae) in Prickly-Pear. In: Proceedings of VI International Congress on Cactus and Cochineal. ISHS. *Acta horticulture* 811, 223-226.
- Dood, A. P. (1940). The biological campaign against prickly pear Commow. Prickly pear. Bd. Brisbane, Australia. 117 p.
- Esparza, F. G., Méndez, S. de J., & Figueroa, B. (1992). Principales problemas fitosanitarios del Nopal Tunero en el sureste de Zacatecas. In: Resúmenes del XXVII. Congreso Nacional de Entomología. pp. 243-244.
- Flores, F., V. I. (1995). Crianza de la cochinilla en Sudamérica. In: 6° congreso nacional y 4° Congreso Internacional sobre el conocimiento y Aprovechamiento del nopal. Pimienta, B., Neri, E., Muñoz, L. A., & Huerta, F. M. (comps.). Guadalajara, Jalisco, México. pp. 36-41.
- Flores, H. A., Murillo, B. A., Rueda, E. O., Salazar, J. C., García, J. L. H., & Troyo, E. D. (2006). Reproducción de cochinilla silvestre *Dactylopius opuntiae* (Homóptera: Dactylopidae). UNAM, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 77, 97-102.
- García M., T. (1965). Principales plagas del nopal en el Valle de México. *Fitófilo* XVIII núm. 47, pp. 15-28.
- García, F. A., Rojas, A., & Hernández, F. (2000). Descripción de marcadores genéticos que permiten identificar poblaciones y migraciones del parasito del nopal. *Dactylopius* sp. (cochinilla silvestre). Universidad Simón Bolívar. México. *Revista Investigación Universitaria Multidisciplinaria (Imaggen)*, pp. 15-19. Disponible en línea http://www.usb.edu.mx/downloads/publicaciones/No1/r01_art02.pdf. Consultado el 26 de julio de 2010.
- García-Hernández, J. L., & Valdez-Cepeda, R. D. (2003). Plagas y enfermedades del nopal. In: *El Nopal. Alternativas para la agricultura de zonas áridas en el siglo XXI*. Murillo A., Troyo D., & García H. (ed.). Editorial Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz B. C. S. México. pp. 137-175.

- Gilreath, M. E., & Smith, J. W. (1988). Natural enemies of *Dactylopius confusus* (Homoptera: Dactylipidae) exclusion and subsequent importance on *Opuntia* (Cactaceae). *Environmental Entomology*, 17, 730-737.
- González G., E. (1998). Monitoreo de plagas del nopal tunero en Ojuelos, Jalisco. Mimeografiado. Informe técnico final. Fundación Produce Jalisco. INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón. Aguascalientes, México. 27 p.
- González, G., E. (2001). Principales plagas del nopal tunero. SAGARPA–INIFAP–CIRNOC - Campo Experimental Pabellón. Aguascalientes, México. Folleto para productores Núm. 29, 16 p.
- González, M., Méndez, J., Carnero, A., Lobo, M. G., & Alfonso, A. (2002). Optimizing conditions for the extraction of pigments in cochineals (*Dactylopius coccus* Costa) using response surface methodology. *Journal Agricultural Food and Chemistry*, 50, 6968-6974.
- Granados, S. D., & Castañeda, P. A. (2000). El nopal. Historia, fisiología, genética e importancia frutícola. Editorial Trillas. 3ra. reimpresión. México. 227 p.
- Green, M. J. (2010). *Opuntia* pests: (hopefully) a dying memory. [www.gatescss.org/Pests/Opuntia%20Pests%20%20\(hpefully\)%20dying%20memory.htm](http://www.gatescss.org/Pests/Opuntia%20Pests%20%20(hpefully)%20dying%20memory.htm). Consultado el 19 de febrero de 2010.
- Hodgson, C. J. (1994). The scale insect family *Coccidae*: An identification manual to genera. London International Institute of Entomology. CAB International, Wallingford, Oxon, UK. 639 p.
- Hood, J. D. (1936). Nine new Thysanoptera from the United States. *Journal of the New York Entomological Society*, 44, 81-100.
- Hunter, W. D., Pratt, C. F., & Mitchell, D. J. (1912). The principal cactus pear insects of the United States. United States Department of Agriculture Bureau Entomology Bulletin Núm.113, pp. 1-71.
- Kass, R. J. (2001). Mortality of the endangered wright fishhook cactus (*Sclerocactus wrightiae*) by an *Opuntia*-borer beetle (Cerambycidae: Moneilema semipunctatum). *Western North American Naturalist*, 61, 495-497.
- Llanderal, C., & Campos, M. (2001). Sistemas de producción de la grana cochinilla. In: producción de grana cochinilla. Llanderal C., & Nieto H. (eds.). Colegio de Postgraduados. México. pp. 61-67.
- Louw, S., Parau, J. V., & Olevano, J. C. (2009). Bio-ecology of sap beetles (Nitidulidae), a new double impact pest on cactus pear in South Africa. In: Proceedings of VI International Congress on Cactus and Cochineal. ISHS. Acta Horticulture 811, 217-221.
- Lozano-Gutiérrez, J., & España-Luna, M. P. (2008). Pathogenicity of *Beauveria bassiana* (Deuteromycotina: Hypomycetes) against the White grub *Laniifera cyclades* (Lepidoptera: Pyralidae) under field and greenhouse conditions. *Florida Entomologist*, 91, 664-668.
- Mann, J. (1969). Cactus-feeding insects and mites. U. S. National Museum Bulletin Washington, D. C., USA. 256, 1-158. Mena-Covarrubias, J. 2000. Control biológico natural del gusano cebra *Olycella*

- nephelepassa* (Lepidóptera: Pyralidae) en nopal, en Zacatecas. In: memorias del XXIV Congreso Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico, Chihuahua, México. pp. 135-138.
- Mena, J. (2008). Bases para desarrollar un programa de manejo integrado contra las plagas y enfermedades del nopal. In: Memorias del VII Simposium taller "Producción y aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México. Revista Salud Publica y nutrición Edición Especial No 2: 37-53.
- Mena, J. (2009). Alternativas de control biológico de plagas del nopal. In: Memorias del VIII Simposium-Taller Nacional y 1er Internacional. Producción y aprovechamiento del nopal. Vázquez-Alvarado, R. E., F. Blanco-Macías & R. Valdez-Cepeda (ed.). Universidad Autónoma de Nuevo León. México. pp. 95-110.
- Mena, J. (2013). Tecnologías de manejo integrado para los insectos plaga del nopal tunero en el Altiplano Mexicano. In: Gallegos-Vázquez, C.; Méndez-Gallegos, S. de J. & Mondragón-Jacobo, C. (ed.). Producción sustentable de tuna en San Luis Potosí. Colegio de Postgraduados-Fundación Produce San Luis Potosí. México. pp. 127-161.
- Mena, J., & Rosas, G. S. (2007). Guía para el manejo integrado de las plagas del nopal tunero. SAGARPA-INFAP-Campo Experimental Zacatecas. México. Publicación Especial Núm. 14. 34 p.
- Méndez, G. S. J. (2001). Cultivo y manejo de grana cochinilla. In: producción de grana cochinilla. Llanderal, C., C. & R. Nieto, H. (eds.). Colegio de postgraduados. México. pp. 69-77.
- Méndez, G., S. J., Aquino, P. Puga, J., & Martínez, J. J. (1999). El cultivo de la grana o cochinilla fina (*Dactylopius coccus*). In: memorias del Curso de capacitación de técnicos CODAGEA. Colegio de Postgraduados. Campus San Luis Potosí. México 17 p.
- Méndez, S. J. (1994). Principales plagas del nopal. In: Memorias de Aportaciones técnicas y experiencias de la producción de tuna en Zacatecas. Esparza G., J. & S. J. Méndez G (ed.). Zacatecas, México. pp. 49-57.
- Méndez, S. J., Vera G., H. Bravo, M., & López C. J. (1995). Efecto de la temperatura sobre algunos parámetros de crecimiento poblacional de hembras de *Dactylopius coccus* (Homoptera: Dactylopidae). In: 6° congreso nacional y 4° Congreso Internacional sobre el conocimiento y Aprovechamiento del nopal. Pimienta, B., E., C. Neri, L., A. Muñoz, U. & F. M. Huerta (comps.). Guadalajara, Jalisco, México. pp. 42-47.
- Méndez-Gallegos, S. J., Tarango-Arámbula, L. A., Carnero, A., Tiberi, R., & Díaz-Gómez, O. (2010). Crecimiento poblacional de la cochinilla *Dactylopius coccus* Costa, criada en cinco cultivares de nopal *Opuntia ficus-indica* Mill. Agrociencia, 44, 225-234.
- Montiel, M. L. (1995). Morfología de *Dactylopius coccus* costa (Homoptera: Dactylopidae), y su biología y reproducción en dos fotoperiodos. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. México. 106 p.

- Nobel, S. P. (1998). Los incomparables agaves y cactus. Primera edición en Español. Editorial Trillas, México. 211 p.
- Ordaz, L. M. (2005). Entomofauna asociada al nopal (*Opuntia* sp.) en Zacatecas. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Zacatecas. Unidad Académica de Agronomía. 79 p.
- Palacios, M. C., Nieto, R. H., Llanderal, C. C., & González, H. H. (2004). Efectividad biológica de productos biodegradables para el control de la cochinilla silvestre *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) (Homoptera: Dactylopidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 20, 99-106.
- Palomares-Pérez, M. (2011). La chinche roja *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) y su relación con el "cacarizo del nopal" en Milpa Alta, Ciudad de México. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, México. 86 p.
- Perales, S. C., Carrillo, J. L., & Tafoya, R. F. (2010). Principales plagas del nopal y su manejo. In: Biotecnología para el semidesierto. Tópicos sobre el cultivo de nopal y maguey. Silos, E. H., Valera, L. L., Perales, S. C., Nava, A. A., Méndez, G. J., & Amante, O. D. (comp.) Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes-Colegio de Postgraduados Campus San Luis Potosí. México. pp 47-61.
- Pimienta, E. (1990). El nopal tunero. Universidad de Guadalajara. México. 246 p.
- Piña, I. (1977). La grana o cochinilla del nopal. Monografía Núm. 1. Laboratorio Nacional. Subsecretaría de Fomento Industrial. México. 15 p.
- Pitkin, B. R. (1978). Lectotype designations of certain species of thrips described by J. D. Hood and notes on his collection (Thysanoptera). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 80, 264-295.
- Portillo, L. (1995). Los hospederos de las cochinillas del carmin (*Dactylopius* spp.) y algunas consideraciones sobre su aprovechamiento. In: 6° congreso nacional y 4° Congreso Internacional sobre el conocimiento y Aprovechamiento del nopal. Pimienta, B., E., C. Neri, L., A. Muñoz, U. y F. M. Huerta (comps.). Guadalajara, Jalisco, México. pp. 62-65.
- Portillo, M. L. (2005). Origen de *Dactylopius coccus* Costa (Hemiptera: Dactylopidae) ¿Norte o Sudamérica? Universidad de Guadalajara, México. *Dugesiana*12: 1-8.
- Portillo, M. L. (2009). Biogeography of Dactylopidae and human factor. In: Proceedings of VI International Congress on Cactus and Cochineal. ISHS. *Acta horticulture* 811: 235-240.
- Portillo, M. L., & Viguera, G. A. L. (1998). Natural enemies of cochineal (*Dactylopius coccus* Costa). Importance in Mexico. Disponible en línea <http://www.jpacd.org/jpacd98/portil.pdf>. Consultado el 26 de julio de 2010.
- Robles, M. A., & Galindo, G. G. (2003). Evaluación de grana cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en dos fechas de infestación, en cinco variedades de nopal. In: Memorias del IX Congreso Nacional y VII Congreso Internacional sobre conocimiento y aprovechamiento del nopal. G. Esparza, F., M. A. Salas, L., J. Mena, C. & R. D. Valdez, Z. (eds.). Zacatecas, México. pp. 163-165.

- Rodríguez L. C., Méndez, M. A., & Niemeyer, H. M. (2001). Direction of dispersión of cochineal (*Dactylopius coccus* Costa) within the Américas. *Antiquity*, 75, 73 - 77.
- Tafoya, R. F., López-Collado, J., Stanley, D., Rojas, J. C., & Cibrian-Tovar, J. C. (2003). Evidence of an aggregation pheromone in males of *Metamasius spinolae* (Coleoptera: Curculionidae). *Environmental Entomology*, 32, 484-487.
- Tafoya, R. F., Zuñiga-Delgadillo, M., Alatorre, R., Cibrián-Tovar, J., & Stanley, D. (2004). Pathogenicity of *Beauveria bassiana* (Deuteromycota: Hypomycetes) against the cactus weevil *Metamasius spinolae* (Coleoptera: Curculionidae) under laboratory conditions. *Florida Entomologist*, 87, 533-536.
- Tamez, C. E., López, J. J., & Corrales, J. (1988). Estudio preliminar de insectos asociados a nopal forrajero (*Opuntia* spp.) en la región sureste de Coahuila, México. In: resúmenes de la tercera reunión nacional y primera internacional sobre nopal. Saltillo, Coahuila, México. pp. 32-33.
- Tekelenburg, I. A. (1995). Calidad de cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en relación con el manejo postcosecha. In: 6° congreso nacional y 4° Congreso Internacional sobre el conocimiento y Aprovechamiento del nopal. Pimienta, B., E., C. Neri, L., A. Muñoz U. & F. M. Huerta (comps.). Guadalajara, Jalisco, México. pp. 56-61.
- Ueckert, D. N., Petersen, J. L., Potter, R. L., Whipple, J. D., & Wagner, M. W. (1988). Managing prickly pear with herbicide and fire. *Texas Agricultural Experiment Station Report 4570*. pp. 10-15.
- Vanegas-Rico, J. M., Lomelí-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Mora-Aguilera, G., & Valdez, J. M. (2010). Enemigos naturales de *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) en *Opuntia ficus - indica* (L.) Miller en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana* (ns), 26, 415-433.
- Vargas-Mendoza, A., Flores-Hernández, A., & Basaldua-Suárez, J. F. (2008). Dinámica poblacional de las principales plagas del nopal *Opuntia* spp. en la zona semiárida de Querétaro. *Revista Chapingo. Serie Zonas Áridas*. México. 7, 21-27.
- Vigueras, A. L., & Portillo, M. (2001). Factores limitantes en el cultivo de la grana cochinilla. In: *Producción de grana cochinilla*. Llanderal, C., C., & R. Nieto (eds.) Colegio de Postgraduados. México. pp. 79-91.
- Vigueras, A. L., Cibrián, T. J., & Pelayo, O. C. (2009). Use of botanicals extracts to control wild cochineal (*Dactylopius opuntiae* Cockerell) on cactus pear. In: *Proceedings of VI International Congress on Cactus and Cochineal*. ISHS. *Acta horticulture* 811: 229-234.
- Zamudio, P., & Claps, L. E. (2005). Systematics, Morphology and Physiology. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) asociados a frutales en Argentina. *Neotropical Entomology*, 34, 255-272.
- Zimmerman, H. G., McFayden, R. E., & Erb, H. E. (1979). Annotated list of some cactus feeding insects of South America. *Acta Zoologica Lilloana*, 33(2), 101-112.

Principios del manejo de enfermedades




Aspecto de una penca con daños ocasionados por el picudo de la penca en Zacatecas. Foto: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Capítulo III


Principios del manejo de enfermedades

Recibido em: 01/12/2023

Aceito em: 08/02/2024

 10.46420/9786585756204cap3

Rodolfo Velásquez Valle 

Ernesto González Gaona 

Catarino Perales-Segovia 

Mario Alberto Miranda Salcedo 

Lucía Perales Aguilar 

Olga Lidia Rivera Dávila 

Una enfermedad se puede considerar como una alteración de un proceso o actividad metabólica de un organismo provocada por un organismo patógeno o la presencia de condiciones ambientales desfavorables para la planta (Sarasola & Rocca, 1975; Agrios, 1985). La mayoría de las enfermedades del nopal se han asociado con malas prácticas de manejo, ya sea durante el establecimiento, desarrollo del cultivo o en la cosecha. Sward (2009) menciona que en el manejo de enfermedades, "la prevención es mejor que la cura" y señala cuatro estrategias: exclusión/prevenición, erradicación/reducción del inóculo, protección y resistencia genética. Son estos los mismos aspectos en los que demandan acompañamiento técnico los productores de nopal (García-Herrera et al., 2003), no obstante, son pocos los que acuden a las convocatorias de capacitación y de divulgación científica (Riojas-López & Fuentes-Aguilar, 2006).

La exclusión es la primera barrera para impedir que un agente infeccioso sea introducido en una zona de producción; se logra al establecer medidas fitosanitarias de cuarentena estrictas para regular la importación de material vegetativo y fruta de un país donde existe la enfermedad hacia otro donde no se presenta. Este tipo de barreras las imponen los organismos de sanidad vegetal de cada país, que en México corresponde al SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria).

Un ejemplo de esto es el caso de *Cactoblastis cactorum*, un insecto utilizado en el control biológico de nopales en Australia (Nobel, 1998; Hosking et al., 1994) que se convirtió en plaga de nopales en el Caribe (Van Driesche et al., 2007) y que ya se encuentra en Florida y Quintana Roo (Johnson & Stiling, 1996; Pestalert.org, 2009; Nature Conservancy, 2010). Este insecto pone en riesgo a los nopales de México, ya que es una plaga de nopales del hemisferio sur (Dodd, 1940; Zimmermann et al., 2000) y es posible que en nuestro país no existan los agentes de control natural para regularla. Por si misma *C. cactorum* tiene una dispersión limitada; sin embargo, la dispersión que realiza el hombre al trasladar material infestado, es la causa de su dispersión a larga distancia y es aquí donde deben funcionar las cuarentenas

fitosanitarias en el traslado de cactáceas ornamentales ya que en ellas pueden estar los huevecillos de la plaga que asemejan a una espina y pueden pasar inadvertidos (Myers et al., 1981; Pestalert.org, 2009).

A nivel parcelario, la prevención es la primera estrategia de manejo de enfermedades, por lo general se recomienda que para establecer las nuevas plantaciones se seleccione el mejor material vegetativo, tanto por su producción como por su sanidad y tratar las pencas con fungicidas preventivos antes de realizar la plantación y evitar establecer el cultivo en lugares donde se presenten encharcamientos.

La amplia diseminación del engrosamiento de los cladodios en las zonas productoras del norte-centro de México es debido en primera instancia al obviar aspectos de sanidad del material vegetativo para establecer nuevas plantaciones, mientras que la dispersión dentro de huertos se debe principalmente al uso de la misma herramienta de corte para cosechar plantas sanas y enfermas, sin desinfectar (Pimienta, 1990).

La erradicación se basa en la detección oportuna de la introducción inicial de un patógeno y que se logre destruir todo el material infestado, antes de que el patógeno se establezca, reproduzca y se disemine.

La estrategia de reducción del inóculo es la premisa que persiguen las prácticas culturales y se usa para disminuir la incidencia y severidad de las enfermedades y puede ser tan sencilla como la remoción y destrucción del material infestado; aunque es necesario conocer la epidemiología de la enfermedad y determinar los factores que propician el desarrollo y dispersión de la enfermedad, para que las prácticas tengan efecto sobre la disminución de la enfermedad.

La protección puede ser directa o indirecta; la protección directa es una estrategia reactiva donde se aplican medidas de combate cuando se detecta la enfermedad para eliminar al patógeno y/o al organismo vector, mientras que la indirecta es más proactiva y se basa en principios ecológicos de bajo impacto ambiental y sustentables, que son aplicados con antelación a que aparezca la enfermedad y pueden ser por ejemplo en el caso de manejo de frutos desde selección de variedades, tipos de fertilización, estrategias de corte de fruta, desespadoras menos agresivas, lavado y encerado de frutas y aplicación de antagonistas entre otros para disminuir la incidencia de enfermedades en postcosecha (Nobel, 2002).

Dentro de las acciones reactivas se encuentra la aplicación de fungicidas, que pueden ser profilácticos o preventivos, estos son fungicidas de amplio espectro que forman una capa protectora sobre la superficie de la planta impidiendo la penetración de las hifas del hongo al interior de la planta, se aplican cuando inician las condiciones adecuadas de temperatura y humedad para el desarrollo de la enfermedad. Los curativos o sistémicos, son absorbidos por la planta y se aplican cuando la enfermedad inicia y protegen a la planta de nuevas infecciones matando al agente causal en el interior de la planta (Mena, 2008).

En general, se considera que la estrategia preventiva de mejor impacto utiliza fungicidas de amplio espectro con acción en varios sitios en la fisiología del patógeno, mientras que los sistémicos son específicos y solo tienen un solo mecanismo de acción y por ende una mayor probabilidad de que el patógeno adquiera resistencia al plaguicida.

La selección de plantas resistentes es la estrategia más práctica, económica y duradera, pero es la que lleva más tiempo desarrollar y se basa en los principios de coevolución, una guerra entre el patógeno y el hospedero (Sarasola y Rocca, 1975). Se utilizan pruebas experimentales donde se expone el germoplasma a una alta presión del patógeno y se determina si existe alguna respuesta ya sea de compensación, tolerancia o resistencia. En forma posterior, se visualiza el mecanismo por el cual se dio la diferencia comparativa y después de confirmar que no fue por escape, se reproduce masivamente la planta resistente. Actualmente las herramientas de la biotecnología se están utilizando para identificar y explotar este tipo de material, pero es necesario señalar que en este proceso deben intervenir tanto el mejorador de plantas, el fitopatólogo y el biotecnólogo.

Las enfermedades en nopal pueden ser de dos tipos: infectivas (bióticas) causadas por agentes vivos como bacterias, fitoplasmas, hongos, nematodos y virus, entre otros y los ocasionados por factores abióticos como clima (granizo, temperaturas bajas, sequía, etc.), condiciones nutrimentales deficientes, desordenes genéticos y toxicidad por aplicación de plaguicidas (Granata, 1995).

Las bacterias penetran a través de heridas y requieren condiciones de bajas temperaturas, alta humedad y condiciones susceptibles del organismo para que el proceso infectivo ocurra (Schuster & Coyne, 1974), provocan necrosis, tumores y pudriciones suaves; algunos de los géneros patógenos de plantas son: *Agrobacterium*, *Erwinia*, *Pseudomonas* y *Xanthomonas*; en nopal, las dos primeras son causantes de enfermedades importantes.

Al determinar la patogenicidad de *Pseudomonas fluorescens* en *Mammillaria kewensis*, se observó que después de 17 días de la inoculación, la raíz se deshidrató y mostró una pigmentación naranja discontinua, considerándose como un patógeno obligado, oportunista y con reservorio de inóculo en el suelo como saprofito. La dispersión en condiciones naturales puede ser a través de las plagas del suelo, insectos o en las lesiones causadas por el viento. El hombre también tiene un papel importante al utilizar herramientas contaminadas (Anson, 1982).

Los hongos son los patógenos más conocidos que ocasionan enfermedades en los nopales. Son organismos que no poseen clorofila y por lo tanto no son capaces de realizar la fotosíntesis, su estado vegetativo es caracterizado por pequeños tubos hialinos denominados micelio, cada pequeño tubo es llamado hifa y puede o no tener septos para formar unidades con uno o más núcleos (Agrios, 2005, Deacon, 2006). Las hifas son capaces de producir órganos de propagación a través de procesos de reproducción (esporas) y multiplicación (conidias) (Granata, 1995).

Las esporas germinan y producen hifas al entrar en contacto con un hospedero susceptible bajo condiciones ambientales adecuadas de temperatura y humedad. La penetración en el hospedero puede ocurrir por medio de enzimas que degradan la pared celular del nopal o por perforación mecánica (Wilson & Talbot, 2009).

Los fitoplasmas, anteriormente llamados organismos tipo micoplasmas desde 1994, (Lee *et al.*, 1998) son microorganismos procariontes sin pared celular, gran positivos que se encuentran agrupados en la clase Mollicutes (Bertaccini *et al.*, 2007), que causan alteraciones en el floema y ocasionan un pobre desarrollo, amarillamiento y baja producción; usualmente son transmitidos por insectos de la familia Cicadellidae y Fulgoridae que succionan la savia de plantas infectadas, al alimentarse adquieren el fitoplasma que se multiplica dentro del insecto y coloniza las glándulas salivales. El insecto se vuelve infectivo y después de un periodo de incubación es capaz de transmitir la enfermedad a otras plantas (Granata, 1995).

Un síntoma asociado con la infección por fitoplasma es la proliferación de flores de nopal, se observa un excesivo número de flores en toda la superficie de la penca con una caída prematura de los receptáculos y abscisión de espinas, con deformación de pencas jóvenes. Afecta tanto plantas silvestres como cultivadas, las variedades donde mayormente se presenta son: amarillo pico chulo, pelón liso y burrona (Granata, 1995).

La fasciación es un fenómeno común en Cactaceae junto con otras especies de plantas suculentas como Euphorbiaceae, Crassulaceae y Asclepiadaceae (El-Banna *et al.*, 2013). Existen reportes de estos síntomas causados por fitoplasma en nopales en Italia (Tessitori *et al.*, 2006).

En México, las ornamentales de *Opuntia* spp., en ocasiones exhiben un fenotipo poco común, probablemente asociado con la infección por fitoplasmas algunos ejemplos son la proliferación de brotes, tallos amarillos, mosaicos y pigmentación púrpura, lo cual les otorga un valor agregado, mejorando su comercialización (Aviña *et al.*, 2009).

En algunos estados de La República Mexicana, los productores de nopal tunero *Opuntia ficus-indica* han detectado una enfermedad llamada planta macho o engrosamiento del cladodio considerándose efecto de una infección de fitoplasmas, señalándolo como el factor clave en la poca producción de tunas en México. Otros síntomas asociados a fitoplasmas son fasciación, engrosamientos, daño en el meristemo apical, mutaciones, deformación de frutos, déficit de microelementos (El-Banna *et al.*, 2013) e infecciones mixtas junto con virus (Suaste *et al.*, 2012).

El desarrollo de las enfermedades ocasionadas por hongos y bacterias, en los nopales es muy rápido debido al alto contenido de humedad y azúcares, que provee una fuente de nutrientes y un ambiente ideal para los microorganismos (Sward, 2009), por lo cual la prevención es el método más eficaz para asegurar una producción exitosa (Granata, 1995). Otros factores tales como sequía, daños por heladas, deficiencias de nutrientes y daños mecánicos ocasionados por la poda o el ataque de insectos

predisponen al nopal o incrementan la infección existente, ya que es difícil que los cladodios intactos sean susceptibles al ataque de hongos debido a la cutícula cerosa.

Las enfermedades en los nopales se distinguen de acuerdo al órgano atacado y a los síntomas específicos asociados a él. Por lo que es frecuente que se dé un nombre común a una enfermedad por los síntomas ocasionados, pero al señalar el agente causal se citen varios organismos, lo cual dificulta la efectividad de las acciones de combate. A partir de cladodios se han aislado hasta 41 especies de hongos; sin embargo, algunos de ellos no reproducen los síntomas iniciales (Flores-Flores *et al.*, 2013). Ejemplo de lo anterior son los diversos fitopatógenos asociados con la mancha negra en el nopal *Colletotrichum gloeosporioides*, *Alternaria alternata*, *Curvularia lunata*, *Fusarium lunatum*, *F. solani*, *F. oxysporum*, *Pseudocercospora sp.*, *Pseudocercospora opuntiae*, *Lasiodiplodia theobromae*, *Fusarium oxysporum* y *Phialophora cyclaminis*.

Debido a lo anterior siempre se debe considerar la variación de patogenicidad dependiente de la variedad del hospedero y las condiciones climáticas (Flores-Flores *et al.*, 2013; Franco de Souza *et al.*, 2010). En este caso, el diagnóstico es crucial para la identificación exitosa de los agentes primarios y secundarios; así mismo, es el primer paso para el manejo eficiente, ya que cada organismo patógeno tiene sus propias características y su conocimiento es básico para saber cuándo se deben realizar las acciones de combate.

LITERATURA CITADA

- Agrios, G. N. (1985). Fitopatología. (versión en español M. Guzmán O.) LIMUSA, México. pp. 661-710.
- Agrios, G. N. (2005). Plant pathology. Elsevier Academic Press, 5th edition. Nueva York. 922 p.
- Anson, A. E. (1982). A pseudomonad producing orange soft rot disease in cacti. *Phytopath.Z.* 103:163-172.
- Aviña-Padilla, K., Parra-Cota, F., Ochoa-Sánchez, J. C., Perales-Segovia, C., & Martínez-Soriano, J. P. (2009). Phytoplasmas Associated to Diseases of Ornamental Cacti in Mexico. *Journal of Biological Sciences*, 9, 268-271.
- Bertaccini, A., Calari, A., & Felker, P. (2007). Developing a method for phytoplasma identification in cactus pear samples from California. *Bull. Insectol.* 60: 257-258.
- Deacon, J. W. (2006). Fungal biology. Blackwell Publishing, 4th edition. Malden, MA., USA. 371 p.
- Dood, A. P. (1940). The biological campaign against prickly pear Commow. Prickly pear. Bd. Brisbane, Australia 117p.
- El-Banna, A. N., El-Nady, M. F., Dewir, Y. H., & El-Mahrouk. (2013). Stem fasciation in cacti and succulent species-tissue anatomy, protein pattern and RAPD polymorphisms. *Acta Biologica Hungarica*, 64(3), 305-318.

- Flores-Flores, R., Velázquez-del Valle, M. G., León-Rodríguez, R., Flores-Moctezuma, H. E., & Hernández-Lauzardo, A. N. (2013). Identification of fungal species associated with cladode spot of prickly pear and their sensitivity to chitosan. *Journal of Phytopathology*, pp. 1-9.
- Franco-de Souza, A. E., Cordeiro-Nascimento, L., Araújo, E., Batista-Lopes, E., & Francisca Maria-Souto, F. (2010). Ocorrência e indentificação dos agentes etiológicos de doenças em palma forrageira (*Opuntia ficus-indica* Mill.) no semiárido Paraibano. *Biotemas*, 23(3), 11-20.
- García-Herrera, E. J., Hernández-Ríos, I., Tarango-Arámbula, L. A., Torres-Torres, M. E., Becerra-Rivas, J. J., Pastor-López, F. J., ... & Tiscareño-Ramírez, A. B. (2003). Programa estratégico de necesidades de investigación y transferencia de tecnología en el estado de San Luis Potosí. Etapa II. Caracterización de la cadena agroalimentaria del nopal tunero e identificación de sus demandas tecnológicas. Colegio de Postgraduados campus San Luis Potosí y Fundación Produce San Luis Potosí. Salinas de Hidalgo, S.L.P., México. 80 p.
- Granata, G. (1995). Biotic and abiotic disease. In: *Agro-ecology, cultivation and uses of cactus pear*. Barbera, G., P. Inglese, E. Pimienta Barrios., & E. J. Arias-Jiménez (eds.). FAO. Plant production and protection paper. Number 132. 216 p.
- Hernández, P. R., N. Carrazana, J. C., Gaspar, R., Mata, P. & Flores, E. N. (2009). Detection of phytoplasma on Indian Fig (*Opuntia ficus-indica* Mill) in Mexico Central Region. *OnLine J. Biol. Sci.*, 9, 62-66.
- Hosking, J., R., Sullivan, P. R., & Welsby, S. M. (1994). Biological control of *Opuntia stricta* (Haw.) Haw. var. *stricta* using *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) in an area of New South Wales, Australia, where *Cactoblastis cactorum* (Berg) is not a successful biological control agent. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 48, 241-255.
- Johnson, M. D., & Stiling, D. P. (1996). Host specificity of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae), an exotic *Opuntia-feeding* Moth, in Florida. *Environmental Entomology*, 4, 743-748.
- Lee, I. M., D. E. Gundersen-Rindal, & A. Bertaccini. (1998). Phytoplasma: Ecology and Genomic Diversity. *Phytopathology*, 88, 1359-1366.
- Mena, C., J. (2008). Bases para desarrollar un programa de manejo integrado contra las plagas y enfermedades del nopal. In *Memorias del VII Simposium taller "Producción y aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México*. *Revista Salud Publica y Nutrición Edición Especial No 2*: 37 - 53.
- Myers, J. H., Monro, J., & Murray, N. (1981). Egg clumping, host plant selection and population regulation in *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera). *Oecologia*, 51, 7-13.
- Nature Conservancy. (2010). Stopping the spread: cactus moth. The nature conservancy nature. org. En línea http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/cactoblastis/doctos/cactus_moth_final1.pdf (Consultado el 02 de julio de 2010).

- Nobel, S. P. (1998). Los incomparables agaves y cactus. Primera edición en español. Editorial Trillas, México. 211 p.
- Nobel, S. P. (2002). Cacti biology and uses. University of California Press. Berkeley and Los Angeles, California. 280 p.
- Pestalert. (2009). Detección y erradicación de brote de palomilla del nopal (*Cactoblastis cactorum* Berg) en Isla Contoy, municipio de Isla Mujeres, Quintana Roo, México. www.pestalert.org/espanol/oprdetail.cfm?oprID=376&keyword=Cactoblastis%20cactorum. (Consultado el 5 de julio de 2010).
- Pimienta, B., E. (1990). El nopal tunero. Universidad de Guadalajara. México. 246 p.
- Riojas-López, M. E. y Fuentes-Aguilar, A.T. (2006). Caracterización del manejo del cultivo de tuna (*Opuntia* spp.) en los municipios de Ojuelos de Jalisco, Jalisco y Pinos, Zacatecas, México. Avances en la Investigación Científica, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Guadalajara. pp. 595-601.
- Sarasola, A. A., & Rocca de S. M. (1975). Fitopatología, Curso moderno. Buenos Aires, Ed. Hemisferio Sur. 364 p.
- Schuster, M. L., & Coyne, D. P. (1974). Survival mechanisms of phytopathogenic bacteria. Annual Review Phytopathology, 12, 199-221.
- Suaste, D. A., Rojas, M. R. I., E. Zavaleta, M. E., & Pérez, B. D. (2012). Detección molecular de fitoplasmas en nopal tunero (*Opuntia ficus-indica*) con síntomas de engrosamiento del cladodio. Revista Mexicana de Fitopatología, 30, 72-80.
- Swart, W. J. (2009). Strategies for the management of cactus pear diseases: a global perspective. Acta Horticulturae, 811, 207-215.
- Tessitori, M., Masenga, V., & Marzachi, C. (2006). First report of a phytoplasma associated with abnormal proliferation of cladodes in cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) in Italy. Plant Pathology, 55, 292.
- Van Driesche, R. G., Hoddle, M. S., & Center, T. D. (2007). Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Traducción E. Ruiz, C., J. B. Coronada y J. M. Álvarez. USDA - US Forest Service. Forest Health Technology Enterprise Team. FHTET – 2007 - 02. p. 293.
- Wilson, R. A., & Talbot, N. J. (2009). Under pressure: investigating the biology of plant infection by *Magnaporthe oryzae*. Nature Reviews. Microbiology, 7, 185-195.
- Zimmermann, H. G., Moran, V. C., & Hoffmann, J. H. (2000). The renowned cactus moth, *Cactoblastis cactorum*: its natural history and threat to native *Opuntia* florae in Mexico and the United States of America. Diversity and Distributions, 6, 259-269.

Principales enfermedades del Nopal




Nopal con tunas en la cara de la penca en Zacatecas. Foto: Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.


Capítulo IV

Principales enfermedades del Nopal


Recibido em: 01/12/2023

Aceito em: 08/02/2024


 10.46420/9786585756204cap4


Ernesto González Gaona 

Rodolfo Velásquez Valle 

Lucía Aguilar Ojeda 

Karla Vanessa De Lira Ramos 

José Mario Miranda Ramírez 

Catarino Perales Segovia 

El establecimiento de plantaciones de nopal en monocultivo con variedades mejoradas para la producción de nopalitos o tuna ha originado la aparición de muchas enfermedades de origen biótico como hongos y bacterias que usualmente no son asociadas con el nopal en ambientes naturales (Swart, 2009). Se considera que las plagas y las enfermedades son el principal factor negativo con un 34 % de reducción en la producción de nopal (Márquez-Berber, *et al.*, 2012), pero es probable superar ese umbral por la ausencia de asesoría técnica, confusión en los agentes causales y nulo manejo de las enfermedades (Méndez-Gallegos *et al.*, 2013).

En poblaciones silvestres de *Opuntia* en Arizona, Utah y Nevada en EUA, se han detectado tres tipos de virus; uno similar al virus del tabaco, el virus X de los cactus y el virus *Zygocactus*. Los síntomas más comunes son manchas cloróticas o mosaicos (Chessin *et al.*, 1963; Chessin & Leseman, 1972). En una cactácea utilizada para el forraje en Lara, Venezuela, se determinó la presencia del virus X de los cactus con una variante de la CVX-mil (Lastra *et al.*, 1976), taxonómicamente relacionados con los Tobamovirus (Brunt *et al.*, 1996), donde los síntomas más comunes son manchas cloróticas o mosaicos tenues.

Hasta la fecha se desconoce un vector biológico para el CVX-mil; no se transmite por semilla, por lo que se asume que la propagación está ligada con la reproducción clonal del material (Lastra *et al.*, 1976). Hospederos alternativos del CVX mil se encuentran en la familia Chenopodiaceae, entre los que se encuentran *Chenopodium quinoa*, *C. murale*, *C. amaranticolor* (Brunt *et al.*, 1996).

Engrosamiento o hinchamiento excesivo de cladodios o plantas macho

Es considerada la enfermedad más importante de las plantaciones de nopal; se presenta en las principales zonas productoras de nopal tunero en México, llegando a ser un serio problema en Zacatecas y en el Estado de México (Pimental, 1990; Mena 2008); también se le reporta en Sudáfrica

y EEUU (California). En México esta presente en todas las plantaciones comerciales de nopal del centro norte del país (Perales-Segovia et al., 2018) (Figura 1).



Figura 1. Plantaciones de nopal afectadas por el engrosamiento o hinchamiento excesivo. Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Respecto al agente causal, se maneja que es un fitoplasma con genomas de 500 kb, sin pared celular, se encuentra únicamente en el floema y es transmitido por chicharritas (Pimienta, 1990; Lee et al., 1998; Cueto, 2002; Bertaccini et al., 2007); aunque Felker et al. (2009), mencionan que mediante el empleo de una extracción de doble trenzado de RNA (dsRNA) y transcripción en reversa, amplificaron mediante PCR una secuencia en 600 bp de plantas sintomáticas en California, al comparar la secuencia en la base de datos de nucleótidos del National Center Biotechnology Information de EUA, la secuencia se parece al “*Tobacco bushy top virus*” que es un Umbravirus. Este tipo de virus son dispersados por trasmisión mecánica y por áfidos, aunque para que esto último ocurra es necesaria la presencia de una capa de proteína que rodee al virus, esta capa es proporcionada por un Luteovirus. Mediante el empleo de RT-PCR con primers diseñados para amplificar el fragmento a 600 bp se logró identificar el RNA citado en 16 de 17 plantas evaluadas y puede servir para examinar poblaciones infectadas en Italia, Sud África y México.

Los síntomas característicos de la enfermedad son: reducción del crecimiento de la planta e hinchamiento de los cladodios (Figura 2a), así como la pérdida gradual del color verde, los brotes

vegetativos y florales son de tamaño reducido y se forman en la parte plana del cladodio a diferencia de una planta sana en que se forman en la corona. Los rendimientos son muy bajos ya que además del tamaño reducido, los frutos se caen debido a que se presentan daños en el tejido conductor de fotosintetizados (floema) y se reduce la capacidad de distribución a las partes con crecimiento activo (Figura 2b) (Pimienta, 1990), además de necrosis del floema, contribuyendo a una deficiencia alimenticia de la planta afectada (Pimienta, 1974). A medida que la enfermedad avanza se llegan a reportar reducciones del 60 al 90% en el tamaño tanto de las pencas como de las tunas (Mena, 2008).

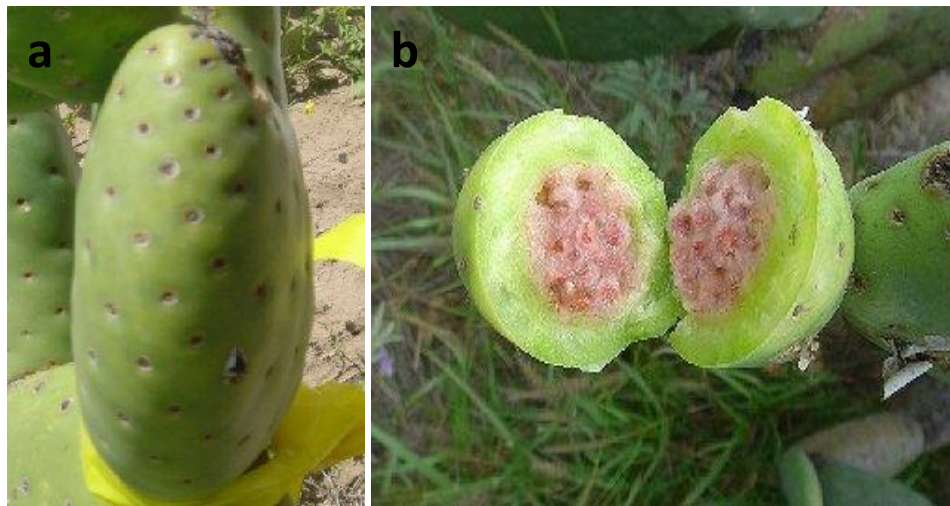


Figura 2. Aspecto de un cladódio con síntoma de hinchamiento (a) y tuna con daños en el tejido por engrosamiento (b). Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Pimienta (1990), señala que la enfermedad se dispersó durante el establecimiento de nuevas plantaciones, al no tomar en cuenta aspectos de sanidad del material vegetativo, uniformidad genética y disseminación con las herramientas de corte. Las variedades más sensibles son la blanca San José, burrona, amarilla huesona, la amarilla pico chulo y la naranjona, mientras que las más tolerantes son alfajayucán, blanca cristalina, chapeada y Pepina (Pimienta, 1990; Mena, 2008).

A nivel comercial se ha demostrado que la incidencia del engrosamiento de cladodios se ha reducido al seleccionar pencas de plantaciones que no tienen síntomas de la enfermedad, seleccionando las plantas más vigorosas y eliminando en los primeros ciclos de producción las plantas sintomáticas ya sea quemándolas o enterrándolas, para evitar que la enfermedad se disemine al resto de la plantación (Pimienta, 1990).

Control. En plantaciones ya establecidas, cuando se detecte una planta enferma, se debe sacar de raíz y dársela de comer al ganado o quemarla y de preferencia dedicar un día para realizar esta operación o dejarla para el final para evitar diseminar la enfermedad por el uso de talaches con el fitoplasma. Cuando no se pueda sacar la planta completa es necesario marcar las plantas afectadas

y realizar las actividades de poda o cosecha después de haberlas realizado en las sanas y al terminar desinfectar las herramientas con hipoclorito de sodio al 20% (Mena, 2008).

Proliferación de yemas

Esta enfermedad, aunque tradicionalmente se presenta en baja proporción, pero se está dispersando en las principales zonas productoras y puede ser potencialmente de igual magnitud que el engrosamiento de cladodios, si no se toman las medidas sanitarias adecuadas. Se considera que la enfermedad puede ser causada por un espiroplasma (Pimienta, 1990)

Los síntomas se manifiestan como una brotación exagerada de nopalitas y frutos en diferentes posiciones de la penca acompañados de abultamiento de aréolas (Figura 3) y abscisión prematura de espinas, los brotes son deformes y en algunos casos se observan anomalías también en los frutos (Pimienta, 1990).



Figura 3. Aspecto de la brotación excesiva de yemas en una penca. Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Control. El manejo está limitado a actividades de supervisión del cultivo y a la destrucción de las plantas con síntomas, también se debe evitar coleccionar material vegetal donde se ha detectado la enfermedad, se desconoce el vector biológico (Méndez-Gallegos et al., 2013).

Mal del oro

Este hongo invade paulatinamente las pencas y provoca un cambio de coloración hacia el amarillo oro y reduce la productividad de las plantas (Figura 7.4). La infección inicia en las partes cercanas a las aréolas o espinas y posteriormente se disemina en toda la penca (García - Hernández & Valdez- Cepeda, 2003). Se ha determinado como agente causal a los hongos *Alternaria* y *Hansfordia*.



Figura 4. Daños en pencas de nopal mostrando el cambio de coloración. Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Control. se recomienda aplicar caldo bordeles en dosis de 1.5-2.0 kg por ha al detectar los primeros síntomas (García - Hernández y Valdez- Cepeda, 2003).

Pudrición seca del cuello

Es causada por el hongo *Fusarium* spp., los síntomas incluyen cambios en la epidermis de las pencas atacadas presentan aspecto acuoso de color negro con líneas café claro en las estructuras internas leñosas. Para el manejo y control de la enfermedad se puede aplicar Benomil a dosis de 250 a 500 g/ha⁻¹ y Carbendazim a dosis de 0.3 a 0.5 kg/ha⁻¹ (García - Hernández & Valdez- Cepeda, 2003).

Pudrición suave del cladodio

Los reportes para enfermedades causadas por bacterias se han realizado en Italia, Perú, Argentina y México (Castro-Marcelo et al., 2009). El desarrollo de la enfermedad regularmente inicia en la base de la penca y penetra eventualmente por el meristemo apical; también puede alcanzar el tejido parenquimatoso a través de aberturas naturales y de heridas. La cutícula y la estructura vascular permanecen sin daño aparente, pero las lesiones se observan en cladodios con poca turgencia, de color café a negro y en cortes transversales se notan exudados rojizos-amarillos (Figura 5) con un olor desagradable. La enfermedad se dispersa con mucha facilidad bajo condiciones de alta humedad y su espectro de temperatura óptimo de crecimiento es de 4 a 37 °C (Anson, 1982).

Los tejidos superficiales llegan a presentar una costra y en algunas ocasiones, los síntomas pueden aparecer también sobre los frutos e incluso destruir a la planta entera, en la región de Caborca, Sonora, México, se reporta que esta enfermedad redujo drásticamente la población del cultivar Tlaconopal (Robles-Contreras et al., 2008). El agente etiológico se ha identificado como

Pseudomonas fluorescens biotipo II y hospederos alternativos asociados a esta bacteria se encuentra la lechuga *Lactuca sativa* (Anson, 1982).



Figura 5. Aspecto de la pudrición suave del cladiodo en nopal. Fotos Dr. Jaime Mena Covarrubias, INIFAP-CEZAC.

Aparentemente las especies de rápido crecimiento son resistentes a la enfermedad, no obstante, su meristemo de crecimiento es el más susceptible a la infección. En Centro y Sur América existen algunos cactus nativos como *Cereus*, *Cleistocactus*, *Corryocatus* y *Erdisia* que presentan cierto grado de resistencia a la infección natural de bacterias (Anson, 1982).

Control. Se recomienda proteger de forma inmediata cualquier tipo de lesión con un fungicida a base de cobre o bactericida como Agromicin en dosis de 1 kg/ha con un volumen suficiente para cubrir las pencas dañadas, realizando hasta tres aspersiones, preferentemente al atardecer, con un periodo de 18 días entre cada tratamiento (Robles-Contreras et al., 2008); otra opción es remover toda la planta, incluida la raíz (Anson, 1982).

Mancha negra

Flores, (2012) señala que la mancha negra es la principal enfermedad del nopal de verdura, los daños se pueden observar como lesiones oscura circulares o en forma de mapa (Figura 7.5), los hongos asociados que se detectaron fueron: *Colletotrichum cladoesporoides*, *Aplosporella hesperidica* y *Didynella glomerata*, y solo juntos producen la sintomatología de la enfermedad In vitro (Laureano-Ahuelicán et al., 2021). Quezada Salinas et al (2006) determinaron que *Pseudocercospora opuntiae*, es el agente causal de la “Mancha Negra del Nopal” y *Colletotrichum gloeosporoides* aunque se encuentra asociado a la misma enfermedad actúa como saprofito. Este hongo es un ascomiceto morfológicamente similar a otros miembros del género *Pseudocercospora*

con conidios pigmentados y conidióforos, pero con la base secuencial de ADN de la región ITS diferente a ellos, que lo clasifica en grupos asociados con *Mycosphaerella* (Ayala-Escobar et al., 2006).

La humedad relativa baja (<60 %) se asocia con un periodo largo para la progresión de las lesiones nuevas, mientras que la humedad relativa alta (>80 %) presentó un periodo corto de tiempo para alcanzar una mancha madura. La temperatura mínima presenta una asociación con valores de 8 a 12 °C y menores a 8 °C (Hernández-Sánchez et al., 2014). En general se requirieron de 8 a 14 días para que se desarrolle una lesión fresca semicircular de 2.0 a 4.0 cm. Al inicio es pardo oscuro a negro, de consistencia blanda y ligeramente hundida que se forma a partir de una lesión nueva, caracterizada por una mancha circular, clorótica, de 1.0 cm de diámetro. Las lesiones viejas se formaron entre 24-30 y 14-22 días después de las nuevas y frescas, respectivamente. En este caso las lesiones pueden coalescer formando manchas irregulares negras y secas, las cuales pueden desprenderse dejando huecos en el cladodio (Hernández-Sánchez et al., 2014).



Figura 6. Daños en pencas de nopal mostrando las manchas circulares (a y b) y en forma de mapa (c) de la mancha negra. Fotos: Rosalba Flores-Flores, 2012 (IPN).

El hongo presenta un periodo de incubación de 90 -104 días y una duración de la epidemia de 40 días (Quezada-Salinas et al., 2006).

En el nopal de verdura en Tlanepantla, Morelos la mancha negra, presenta dos épocas de infestación severas conocidas como de verano (3.6%) y otoño. La mayor intensidad epidémica se presenta en otoño (22.5%) y no es dependiente del nivel de severidad inicial ($r^2 = 0.49$), lo que sugiere la ocurrencia de un ciclo principal de infección en verano se considera que existe un pico de esporulación a finales de julio y principios de agosto. La incidencia final de la enfermedad varió de 85 y 88 % y dentro de plantas se observó que 20.9 y 52.3 % de los cladodios por planta resultaron con daños y del 37 al 56.4 % de las plantas presentaron una severidad mayor al 20 % (Hernández-Sánchez et al., 2014).

Aunque las lesiones en los tejidos son permanentes, la enfermedad no presenta una distribución uniforme, ya que forma agregados a lo largo de las hileras, lo cual indica que la dispersión

del patógeno está influenciada por el manejo agronómico, posiblemente por la poda de plantas con herramientas sin desinfectar y la permanencia del material podado entre los surcos. Se considera que una estrategia de control químico debe incluir la aplicación de fungicidas de contacto (con base en cobre,) para reducir el inóculo inicial producido durante el primer ciclo de infección en verano, y fungicidas sistémicos para reducir la expresión epidémica en otoño. Los fungicidas sistémicos: Benomilo y Carbendazim (Benzimidazoles) y Azoxistrobin (Estrobirulina) pueden ser empleados con este fin, pero debe ser monitoreada la posible resistencia a estos grupos (Hernández-Sánchez et al., 2014). En forma alternativa se puede emplear el Quitosano a dosis de 2.0 mg mL que ha demostrado eficacia en condiciones de laboratorio y campo (Flores, 2012). Algunos extractos vegetales, también funcionan contra algunos de los fitopatógenos. En pruebas de efectividad biológica contra *F. equiseti* los extractos de sauce y de neem mostraron efectividades entre el 75-83 %; mientras que, para *F. lunatum* los extractos de eucalipto, neem, ajo, manzanilla y chirimoyo presentaron efectividades del 100% (González, 2022).

Nematodos noduladores *Meloidogyne spp.*

Los síntomas provocados por estos organismos son inespecíficos, es decir, se observan como si faltaran nutrientes (achaparramiento), estrés hídrica, clorosis, marchitez (Duan et al., 2012.), raquitismo, producciones bajas y poca calidad.

Para su control se puede aplicar los productos biológicos a base de *Myrothecium verrucaria*, ácidos grasos a dosis de 2.0 L/ha⁻¹, *Paecilomyces lilacinus* 10⁷ UFC/mL⁻¹ y Azadiractina a dosis de 5 ml/L⁻¹ o los productos químicos como Terbufos, Carbofuran, Etoprofos, Fenamifos y Cadusafos (García - Hernández & Valdez- Cepeda, 2003).

Nematodos enquistados *Heterodera cactii*

El nematodo *H. cacti*, es un patógeno específico de especies cactáceas y se ha reportado en algunas regiones de México (Duan et al., 2012). Los daños de la alimentación de los nematodos se pueden reflejar en achaparramiento de las plantas y bajo rendimiento. Este nematodo sobrevive mejor fuera de las raíces de la planta, es decir, es semiectoparasito, dentro de los quistes que se unen a la raíz del nopal y otras plantas. Este nematodo también presenta hábitos sedentarios con poca movilidad.

Control. Dentro de los productos más recomendados están los siguientes: a) Control orgánico y biológico a base de *Myrothecium verrucaria* (Ditera®), *Paecilomyces lilacinus* 10⁷ ml-1 (Biostat®) y Azadirachtina (Bioneem®) 5 ml l-1. b) Control químico. Terbufos (Counter 5 %®), Carbofuran (Furadan 5 G ultra®) Etoprofos (Mocap®), Fenamifos (Nemacur 10 % GR®) y Cadusafos (Rugby 10G®).

LITERATURA CITADA

- Anson, A. E. (1982). A pseudomonad producing orange soft rot disease in cacti. *Phytopath.Z*, 103, 163-172.
- Ayala-Escobar VB, Yanez-Morales MJ, Braun U, Groenewald JZ and Crous PW. 2006. *Pseudocercospora opuntiae* sp. nov., the causal organism of cactus leaf spot in Mexico. *Fungal Diversity* 21:1-9.
- Bertaccini, A., Calari, A., & Felker, P. (2007). Developing a method for phytoplasma identification in cactus pear samples from California. *Bulletin of Insectology*, 60, 257-258.
- Brunt, A. A., Crabtree, K., Dallwitz, M. J., Gibbs, A. J., Watson, L., & Zurcher, E. J. (1996). *Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database*. Version: 16th January 1997. Retrieved from <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vide/> on 21 de mayo de 2019.
- Castro-Marcelo, J. J., Paredes-Rodríguez, C., & Muñoz-Alva, D. (2009). Cultivo de tuna (*Opuntia ficus-indica*). Gerencia Regional Agraria La Libertad. Trujillo, Perú. 18 p.
- Chessin, M., & Leseman, D. (1972). Distribution of cactus virus in wild plants. *Phytopathology*, 62, 97-99.
- Chessin, M., Solberg, R. A., & Fischer, P. C. (1963). Giemsa stainable cell inclusions and external symptom associated with virus in cacti. *Phytopathology*, 53, 998-999.
- Cueto, J. R. (2002). Manejo e identificación del agente causal del engrosamiento del cladodio en nopal (*Opuntia* spp.). Tesis de Maestría. Instituto Tecnológico El Llano. Aguascalientes. México. 83 p.
- Duan, Y. X., Wang, D., & Chen, L. J. (2012). First report of the cactus Cystnematode, *Cactodera cacti*, on cactus in Northern China. *Plant Disease*, 96, 1385.
- Felker, P., Bunch, R., Russo, G., & Tine, J. A. (2009). Progreso en la identificación del agente causal del “engrosamiento del cladodio o macho”. In: *Memorias del VIII Simposium - Taller nacional y 1er Internacional. Producción y aprovechamiento del nopal*. Vázquez Alvarado R. E., F. Blanco-Macías y R. Váldez-Cepeda (eds.). Universidad Autónoma de Nuevo León. México. pp. 37-47.
- Flores, F. R. 2012. Identificación de hongos asociados a la mancha negra del nopal (*Opuntia ficus indica* Mill.) y su sensibilidad al quitosano. Tesis de Maestría en Ciencias en Manejo Agroecológico de Plagas y Enfermedades. Instituto Politécnico Nacional. Centro de Desarrollo de Productos bióticos. Yautepec, Morelos 82 p.
- Flores-Flores R, Velázquez-del Valle MG, León-Rodríguez R, Flores-Moctezuma HE and Hernández-Lauzardo AN. 2013. Identification of Fungal Species Associated with Cladode

- Spot of Prickly Pear and Their Sensitivity to Chitosan. *Journal of Phytopathology* 161(7-8): 544-552.
- García-Hernández, J. L., & Valdes-Cepeda, R. D. (2003). Plagas y enfermedades del nopal. En: Murillo A., B., E. Troyo D. y J. L. García F. 2003. *El Nopal. Alternativa para la agricultura de zonas áridas en el siglo XXI*. CIBRNE. La Paz, Baja California. México. ISBN: 968-5715-00: 137-176.
- González, H. A. 2022. Manejo alternativo de plagas y enfermedades del nopal verdura (*Opuntia ficus indica*) en Tlalnepantla, Morelos. Tesis Doctor en Ciencias Agropecuarias y Desarrollo Rural. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. 174 p.
- Lastra, J. R., Gaskin, D., & Uzcátegui, R. C. (1976). Virus X del Cactus en Venezuela. *Agronomía Tropical*, 26, 303-310.
- Laureano-Ahuelicán B., Moreno-Velázquez M., Hernández –Ramos L., Alvarado-Rosales D., Martínez-Domínguez E., Saavedra-Romero L.L., Quezada-Salinas A. 2021. Etiology of black scab on prickly pear (*Opuntia ficus-indica*) in Mexico. *Rev. Mexicana de Fitopatología*: 329-338. **DOI:** <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2101-3>
- Lee, I. M., Gundersen-Rindal, D. E., & Bertaccini, A. (1998). Phytoplasma: Ecology and Genomic Diversity. *Phytopathology*, 88, 1359-1366.
- Márquez-Berber, S. R., Torcuato-Calderón, C., Almaguer-Vargas, G., Colinas-León, M. T., & Khalil-Gardezi, A. (2012). El sistema productivo del nopal tunero (*Opuntia albicarpa* y *O. Megacantha*) en Axapusco, estado de México. Problemática y alternativas. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 18, 81-93.
- Mena, C., J. (2008). Bases para desarrollar un programa de manejo integrado contra las plagas y enfermedades del nopal. In *Memorias del VII Simposium taller "Producción y aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México*. *Revista Salud Publica y Nutrición Edición Especial No 2*: 37 - 53.
- Méndez-Gallegos, S. J., Mena-Covarrubias, J., Gallegos-Vázquez, C., & Mondragón-Jacobo, C. (2013). Principales enfermedades y recomendaciones para su control en el nopal tunero. In: *Producción sustentable de la tuna en San Luis Potosí*. (Eds.) Gallegos-Vázquez, C., Méndez-Gallegos, S. J. y Mondragón-Jacobo, C. Colegio de Postgraduados-Fundación Produce San Luis Potosí. San Luis Potosí, A.C. México. pp. 163-172.
- Perales-Segovia, C., De La Torre-Pizaña, M. A., Valera-Montero, L. L., Espinoza-Sánchez, E. A., Sanjuan-Lara, F., & Khalil-Gardezi, A. (2018). Prevalencia del engrosamiento del cladodio del nopal en el centronorte de México. *Revista Bio Ciencias*, 5(1), 1-9.

- Pimienta, B. E. (1974). Estudio de las causas que producen engrosamiento de cladodios en nopal (*Opuntia* spp) en la zona de Chapingo. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. ENA. Chapingo, México. 67 p.
- Pimienta, B. E. (1990). El nopal tunero. Universidad de Guadalajara. México. 246 p.
- Quezada-Salinas A, Sandoval-Islas JS, Alvarado-Rosales D y Cárdenas-Soriano E. 2006. Etiología de la mancha negra del nopal (*Opuntia ficus-indica* Mill) en Tlalnepantla, Morelos, México. *Agrociencia* 40(5): 641-653.
- Robles-Contreras, F., Macías-Duarte, R., & Grijalva-Contreras, R. L. (2008). Tecnología de producción de nopal verdura para el noroeste de Sonora. INIFAP-CIRNO. Folleto técnico. 48 p.
- Swart, W. J. (2009). Strategies for the management of cactus pear diseases: a global perspective. *Acta Horticulturae*, 811, 207-21

Índice

	B		O
Barrenador, 24, 31			Opuntias, 7, 15, 30, 35
	C		organismos, 7, 9, 10, 11, 12, 14, 21, 22, 48, 58, 60, 61, 62, 73, 77
Cactáceas, 79			
	D		P
Daños, 34, 70			Palomilla, 13, 15
	I		Picudo, 23, 24, 26, 36, 45
Insectos, 26, 33, 39			Producción, 79
	M		V
México, 1, 2, 3, 6, 7, 11, 12, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 30, 35, 39, 40, 41, 44, 47, 58, 59, 61, 66, 67, 70, 73, 78, 79			Virus, 26

Sobre los compiladores



Dr. Catarino Perales Segovia. Profesor Investigador Titular C, del Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes, del Tecnológico Nacional de México, Doctorado en Ciencias en Entomología y Acarología, Miembro del Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores (SNII) Nivel 1. Profesor Perfil Deseable (PRODEP) de la Secretaría de Educación Pública de México. Manejo agroecológico de plagas, estrategias de bajo impacto ambiental para el manejo de plagas para sustituir la aplicación de plaguicidas sintéticos.



Dr. Ernesto González Gaona. Investigador Titular del Programa de Sanidad Forestal y Agrícola del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, adscrito al Campo Experimental Pabellón en Aguascalientes desde 1984, Miembro del SNII Nivel 1. Líneas de Investigación: Manejo orgánico biológico de plagas y enfermedades en Guayaba, Nopal, Vid, Maíz, así como plagas forestales con énfasis en defoliadores de la familia Diprionidae.



Dra. Ofelda Peñuelas-Rubio. Profesora Investigadora Titular C, del Tecnológico Nacional de México, Campus valle del Yaqui Doctorado en Ciencias Biotecnológicas por el Instituto Tecnológico de Sonora. Miembro del Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores (SNII) Nivel 1. Profesora Perfil Deseable (PRODEP) de la Secretaría de Educación Pública de México, Miembro del Cuerpo Académico ITVAYA-CA-3. Línea de investigación: Agricultura sustentable, Fisiología, Bioquímica, Biología Celular y Molecular de sistemas terrestres y costeros.



Dr. Jaime Mena Covarrubias. Investigador Titular, con más de 44 años de experiencia en investigación en el área de Sanidad Vegetal en el INIFAP ZACATECAS; participación desde 1996 en el desarrollo de varios proyectos de investigación sobre manejo integrado de los insectos plaga del nopal tunero en Zacatecas. Coordinador del Grupo de Trabajo en Plagas y Enfermedades de la FAO Cactus-Net International Committee desde Septiembre 2004 hasta 2016. En los últimos años ha publicado dos artículos científicos sobre biología y control de grana cochinilla en revistas nacionales, y un capítulo de un libro publicado por la FAO sobre manejo integrado de plagas del nopal.



Dra. Lucila Perales Aguilar. Profesora Investigadora del Tecnológico Nacional de México/ Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes, miembro del SNII candidata, con experiencia en biotecnología de plantas del semidesierto y remediación de suelos contaminados con metales pesados. Profesor con perfil deseable de la Secretaría de Educación Pública. Línea de investigación sobre Producción de Cactáceas y Agavaceas in vitro y remediación de suelos del semidesierto.



Dr. Leandris Argente Martínez. Profesor Investigador Titular C, del Tecnológico Nacional de México, Campus valle del Yaqui. Doctorado en Ciencias Biotecnológicas por el Instituto Tecnológico de Sonora. Miembro del Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores (SNII) Nivel 1. Profesor Perfil Deseable (PRODEP) de la Secretaría de Educación Pública de México, Líder del Cuerpo Académico ITVAYA-CA-3. Línea de investigación: Agricultura sustentable, Fisiología, Bioquímica, Biología Celular y Molecular del estrés.



Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000

Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil

Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp)

<https://www.editorapantanal.com.br>

contato@editorapantanal.com.br