

# 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](mailto: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

---

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



## Principios del manejo de plagas insectiles




Picudo de la penca del nopal afectado por hongos entomopatógenos. 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 (Coleoptera) (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.

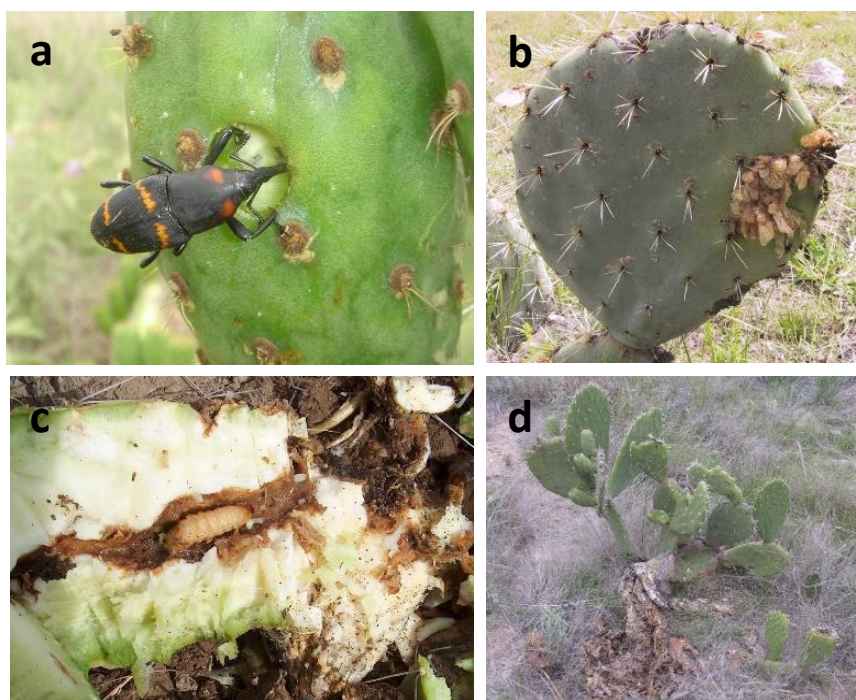
También el ataque de plagas como picudo de la espina, picudo de la penca, gusano cebra y barrenador de las uniones predisponen a la planta al daño por temperaturas frías en invierno (Mena, 2008).

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.

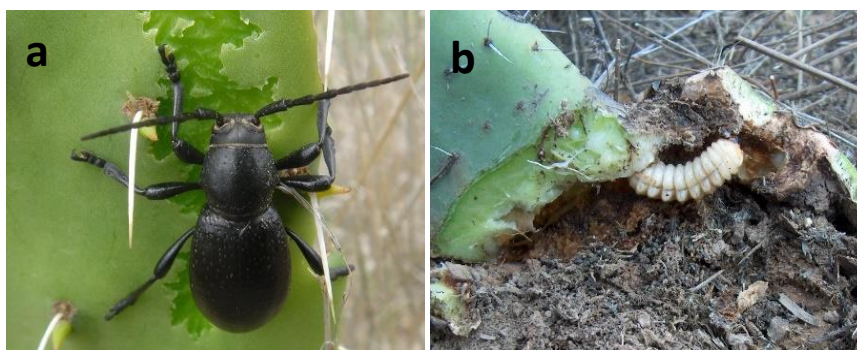
También sobre estas zonas focalizadas de ataque y debido a que existe humedad ambiental en esa época se pueden aplicar hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, aunque esto apenas se ha evaluado a nivel laboratorio (Tafoya et al., 2004).

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).

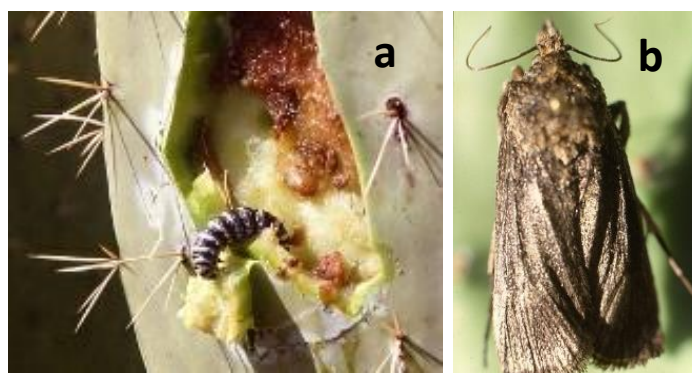
Para controlar esta plaga se deben cortar las partes afectadas y eliminarlas en la última quincena de julio o a más tardar la primera de agosto (Mena, 2008). Para la determinación del momento de aplicar plaguicidas se emplean trampas de luz negra o trampas Mc Phail cebadas con proteína hidrolizada durante 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).



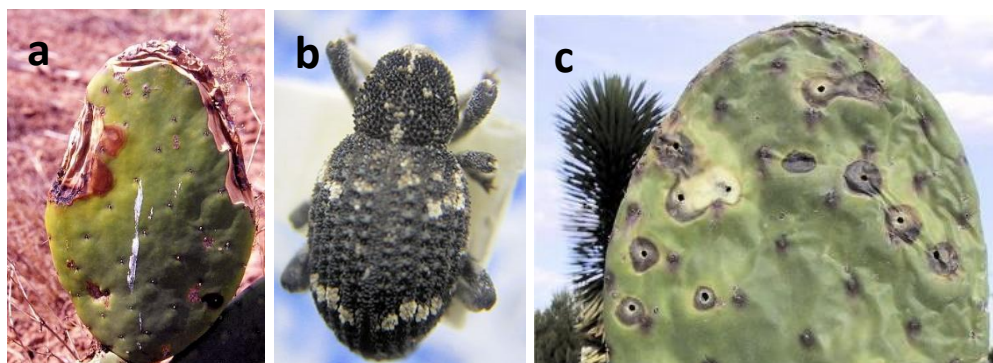
**Figura 6.** Aspecto de una penca afectada por chinche gris (a) y acercamiento de ninfa (b) y adultos (c). (Fotos: Dr. Jaime Mena Covarrubias INIFAP - CEZAC).

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 Dactylopidae 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-Ménéville (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,



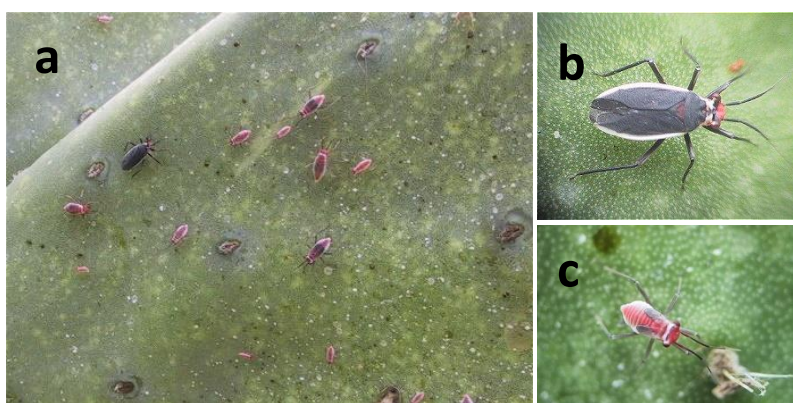
quemar o dar de alimento al ganado, pero no dejarlas tiradas dentro de la huerta o a orillas de la misma (Mena & Rosas, 2007; Mena, 2008).

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).

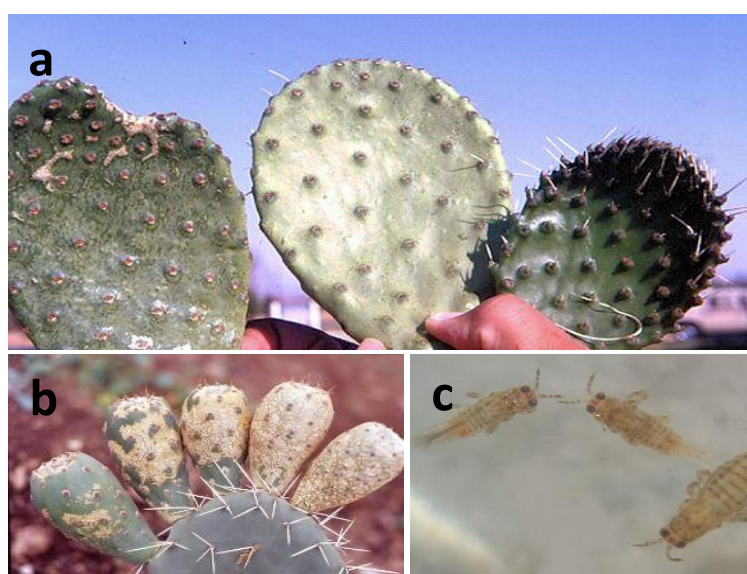
Tanto los adultos como las ninfas se alimentan de las pencas y la cascara de los frutos dejando puntos amarillentos en cada punto de alimentación, así como pequeñas bolitas de excremento de color blanco y negro, dándole una apariencia amarillenta a las pencas y frutos afectados. En ocasiones se pueden 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 costroicidad 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 demerito 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).

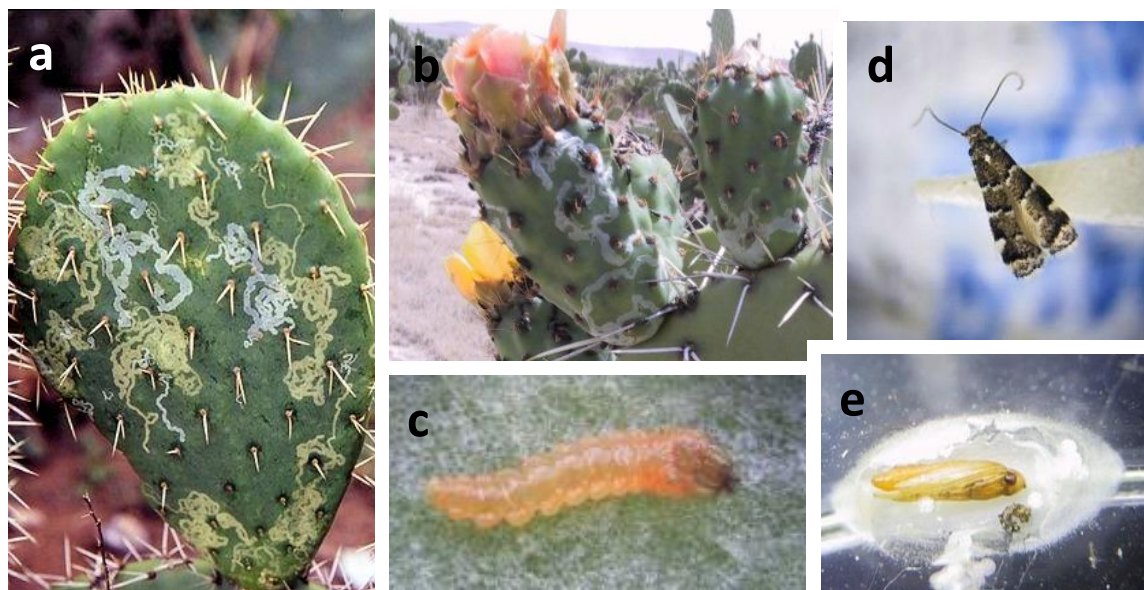
La etapa crítica de control es durante la brotación y el inicio de la floración esto ocurre de fines de marzo-abril (Mena, 2008) cuando la temperatura se empieza a elevar y la actividad del insecto se incrementa. Para su control se pueden utilizar Azadiractina, aceites de neem, piretrinas combinadas 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.oeidrus.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, Acuícola y Forestal del Estado de México. 24 p. [www.edomex.gob.mx/Icames](http://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](http://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](http://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 ebinocacti* (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](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.

# Índice

---

	<b>B</b>		<b>O</b>
Barrenador, 24, 31			Opuntias, 7, 15, 30, 35
	<b>C</b>		organismos, 7, 9, 10, 11, 12, 14, 21, 22, 48, 58, 60, 61, 62, 73, 77
Cactáceas, 79			
	<b>D</b>		<b>P</b>
Daños, 34, 70			Palomilla, 13, 15
	<b>I</b>		Picudo, 23, 24, 26, 36, 45
Insectos, 26, 33, 39			Producción, 79
	<b>M</b>		<b>V</b>
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.

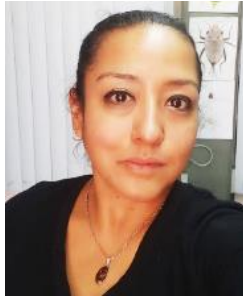


**Dra. Ofelda Peñuelas-Rubio.** Profesora Investigadora Titular C, del Tecnológico Nacional de México, Campus valle del Yaqui Doctorado en Ciencias Biotecnológicas por el Instituto Tecnológico de Sonora. Miembro del Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores (SNII) Nivel 1. Profesora Perfil 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](mailto:contato@editorapantanal.com.br)