

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS
BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS
DIVISION DE CIENCIAS AGRONOMICAS



IMPORTANCIA ECONOMICA DE LA CLASE INSECTA
EN EL DESARROLLO AGROPECUARIO

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO AGRONOMO

P R E S E N T A N

JORGE HUMBERTO DUARTE DIAZ

FRANCISCO MEDINA DUARTE

ANTONIO CESAR TOSTADO ROMO

LAS AGUJAS, ZAPOPAN, JAL. MARZO 1995



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS

DIVISION DE CIENCIAS AGRONOMICAS

COM. DE TIT.

COMITE DE TITULACION

OF175016/95

SOLICITUD Y DICTAMEN

OF180016/95

OF186016/95

SOLICITUD

M.C. SALVADOR MENA MUNGUIA.
PRESIDENTE DEL COMITE DE TITULACION.
P R E S E N T E.

Conforme lo indica la Ley Orgánica de la Universidad de Guadalajara y su Reglamento, así como lo establece el Reglamento Interno de la Facultad de Agronomía, he reunido los requisitos necesarios para iniciar los trámites de Titulación, por lo cual solicito su autorización para realizar mi TESIS PROFESIONAL, con el tema:

IMPORTANCIA ECONOMICA DE LA CLASE INSECTA EN EL DESARROLLO AGROPECUARIO

ANEXO ORIGINAL Y DOS COPIAS DEL PROYECTO DEL TRABAJO DE TITULACION.

MODALIDAD: Individual () Colectiva (X).

Nombre del Solicitante	Código	Generación	Orientación o Carrera	Firma del Solicitante
JORGE HUMBERTO DUARTE DIAZ	662000752	70-75	FITOTECNIA	
FRANCISCO MEDINA DUARTE	075210396	75-80	FITOTECNIA	
ANTONIO CESAR TOSTADO ROMO	075073283	81-86	FITOTECNIA	
-----	-----	-----	-----	-----
-----	-----	-----	-----	-----

Fecha de Solicitud: _____

DICTAMEN OF175016/95

APROBADO (X) NO APROBADO () CLAVE:

OF180016/95

OF186016/95

DIRECTOR: ING. JOSE MA. AYALA RAMIREZ

ASESOR: M.C. JUAN CASAS SALAS

ASESOR: M.C. ENRIQUE PIMIENTA BARRIOS

PRESIDENTE DEL COMITE DE TITULACION

AUTORIZACION DE IMPRESION

ING. JOSE MA. AYALA RAMIREZ

DIRECTOR

M.C. JUAN CASAS SALAS

ASESOR

M.C. ENRIQUE PIMIENTA BARRIOS

ASESOR

VO.BO. PRESIDENTE DEL COMITE DE TITULACION

FECHA: 27 de febrero de 1995

AGRADECIMIENTOS

A LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

A LA FACULTAD DE AGRONOMIA

A NUESTRO DIRECTOR Y ASESORES DE TESIS

A NUESTROS MAESTROS

¡ M u c h a s g r a c i a s !

CONTENIDO

	Pág.
1	INTRODUCCION..... 1
	1.1 Importancia y justificación..... 2
	1.2 Objetivos..... 3
	1.3 Hipótesis..... 4
2	REVISION DE LITERATURA..... 5
	2.1 El Reino de los Insectos..... 5
	2.2 Sistema de Reproducción de los Insectos..... 6
	2.2.1 El Sistema Masculino y los Espermatozoides..... 6
	2.2.2 El Sistema Femenino y los Huevos..... 20
	2.3 Principales Plagas de la Agricultura en México..... 45
	2.4 Descripción de las Plagas más Representativas de la Agro nomía en la República Mexicana..... 77
	2.4.1 La Mosca del Mediterráneo (<u>Ceratitis capitata</u> - Weld.)..... 77
	2.4.2 Filoxera de la Vid (<u>Pemphigus vitiofolii</u>)..... 78
	2.4.3 La Mosca Mexicana (<u>Anastrepha ludens</u> Loew)..... 83
	2.4.4 Escama Algodonosa de los Pastos (<u>Antonina grami- nis</u> Mask)..... 86
	2.4.5 El Gusano Barrenador de la Piña (<u>Theda</u> sp.)..... 88
	2.4.6 El Gusano Perforador de la Hoja del Algodonero - (<u>Bucculatrix thurberiella</u> Busck)..... 92
	2.4.7 Palomilla de la Manzana (<u>Carpocapsa pomonella</u> L) 95
	2.4.8 Frailecillo (<u>Macroductylus</u> spp.)..... 97
	2.4.9 Escama de San José (<u>Quadraspidiotus parniciosus</u> - Comstock)..... 99
	2.4.10 Gallina Ciega (<u>Phyllophaga</u> spp)..... 100
	2.4.11 Barrenador del Tronco (<u>Cyllene erythropha</u> Cheyr.) 101
	2.4.12 Mosquita Blanca (<u>Aleurodes</u> sp.)..... 102
	2.4.13 Pulgón Verde del Durazno (<u>Myzus persicae</u> Suizer) 103
	2.4.14 Chinche de Encaje del Durazno (<u>Coythucha mhcel- freshi</u> Drake)..... 104
	2.4.15 Picudo del Cocotero (<u>Rhina barbirostris</u>)..... 104
	2.4.16 Chinche pequeña de los cereales (<u>Blissus leucop- terus</u> Say)..... 107
	2.4.17 Pulgones de los Cereales..... 108
	2.4.18 Chapulines..... 109
3	METODOLOGIA..... 111
4	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES..... 112
5	LITERATURA CITADA..... 116

INDICE DE FIGURAS

<u>No.</u>	<u>Descripción</u>	<u>Pág.</u>
1	Diagrama lateral de los órganos masculinos de <u>Rhodnius</u> .	6
2	Vista ventral de los órganos masculinos de <u>Periplaneta americana</u> : <u>sv</u> , vesículas seminales; <u>uma</u> , utriculos mayores.	8
3	Diagrama representando una posible estructura de los - espermatozoides de los insectos. Las mitocondrias se - muestran aquí dispuestas en helicoides, pero pueden es - tar simplemente extendidas a lo largo del filamento - axial.	12
4	a) Organos femeninos de un insecto "típico (según - - Snodgrass). b) Vista ventral de los conductos femeninos de <u>Rhodnius</u> , con la bursa copulatrix abierta, para mos - trar la entrada del oviducto común.	21
5	Germario (izquierda) y un folículo madurando (derecha) en: A) un ovario panoístico; B) un ovario telotrófico, y, C) un ovario politrófico.	26
6	Diagrama de las capas que se encuentran en el huevo de <u>Rhodnius</u> (según Beament).	38
7	Estructuras respiratorias de los huevos de los insectos (según Hinton).	44

1. INTRODUCCION

La Entomología como las otras materias de estudio de cualquiera de los niveles de enseñanza, debe dejar de ser una asignatura más por estudiar para convertirse en lo que realmente es: un nuevo mundo por descubrir.

Para el estudio de la Entomología éste es un planteamiento básico, pues los nuevos mundos no se descubren escuchando pasivamente a otros cuando hablan de lo que desconocemos; tampoco se descubren a través de la lectura pasiva de textos impresos, buenos o malos. El descubrimiento del mundo del que ahora hablamos se hace explorando, escudriñando, experimentando, probando cada vez nuevos senderos, haciéndonos preguntas constantemente y planteando preguntas al mundo que exploramos, pensando en todo momento por nosotros mismos.

La Entomología se presenta como un campo fascinante de la actividad y del pensamiento humano lleno de preguntas e interrogantes, un nuevo mundo rebotante de cosas por hacer, de problemas por resolver, de investigaciones por realizar. Se presenta también como una rama del conocimiento en lo que el poderoso pensamiento del hombre ha descubierto leyes fundamentales y principios rectores básicos en los

cuales puede ir encuadrando el enorme cúmulo de hechos e informaciones biológicas que los hombres de ciencia han logrado obtener, mediante su trabajo sostenido y penetrante, con la metodología de la investigación científica, como una arma poderosa y primordial.

Es por ello que junto a la información biológica más importante, no es la Entomología como una cosa hecha definitivamente dada de una vez por todas infalible e inmutable, ya que al contrario, la muestra como uno de los campos más fértiles y productivos del quehacer humano de nuestros días.

Así pues, quien estudie Entomología en cualquier nivel tiene que prepararse no simplemente adquiriendo información, sino aprendiendo a plantear interrogantes, a proponer explicaciones, a descubrir indicios significativos a observar ocusiosamente los hechos a identificar y poner en manifiesto los problemas; a sugerir soluciones y ponerlas a prueba, a dominar los métodos, a pensar, conducirse y laborar sobre bases biológicas inteligentes, sólidas y adecuadas.

1.1 Importancia y Justificación

Los insectos, a través del tiempo, han tenido una importancia económica, social, ecológica, fisiológica

y hasta patológica, en el desarrollo de las actividades agropecuarias, debido a su número de especies como sus hábitos y cambios metamórficos, han ayudado o perjudicado tanto en aspectos de polinización o como endoparásitos, predadores en el complejo de la dinámica poblacional de plagas agrícolas y pecuarias, como también han destruido grandes extensiones de productos agrícolas, granos almacenados, problemas domésticos, así como de salud, en donde nos han inflingido a través de los siglos, los padecimientos más malignos, sin que tuvieramos siquiera noción de ello. Se han desarrollado nuevos conceptos de la entomología que nos llevaron a realizar este trabajo.

1.2 Objetivos

- 1.- Dar a conocer nuevos conceptos sobre la biología o comportamiento y combate de insectos de importancia agropecuaria.
- 2.- Incidir en el conocimiento de la anatomía, morfología, fisiología y combate integral o aprovechamiento de especies de insectos.
- 3.- Generar recomendaciones para el combate de insectos tendientes a mantener el equilibrio ecológico, lo cual cada día cobra mayor importancia.

1.3 Hipótesis

A mayor conocimiento del comportamiento de diferentes estadios de insectos, genética y comportamientos nutricionales, mayor capacidad y alternativas de solución tendremos en el campo y desarrollo agropecuario.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1 El Reino de los Insectos

Si un naturalista anunciara al mundo el descubrimiento de un animal que había existido primero en forma de serpiente que luego penetró en la tierra y, tejiéndose un sudario de seda de la mejor calidad, se contrajo dentro de él para formar un cuerpo sin boca ni extremidades visibles, como si fuese una momia del antiguo Egipto, y que por último, tras de permanecer por un tiempo en ese estado sin alimentarse ni moverse, salió a la luz, perforando su recubrimiento de tierra, convertido en pájaro alado... ¿cuál creen ustedes que sería la sensación causada por esta extraña información? Una vez disipadas las primeras dudas sobre la veracidad del aserto, ¿qué asombro extraordinario produciría!

Esto no es un resumen de un bestiario medieval que describe fantásticos compañeros de dragones y unicornios. Son palabras escritas el siglo pasado por dos entomólogos pioneros, William Kirby y William Spence, el describir la metamorfosis de una oruga en mariposa. No sólo las mariposas, sino todas las legiones de insectos, han venido fascinando al hombre durante siglos. No obstante haber

venido compartiendo con ellos el planeta, aún quedan muchos enigmas de su vida por resolver.

2.2 Sistema de Reproducción de los Insectos

2.2.1 El Sistema Masculino y los Espermatozoides

La tarea del sistema reproductor del insecto macho es producir y suministrar a la hembra suficientes espermatozoos para la fertilización de los huevos. La forma del sistema reproductor masculino es, naturalmente, variable de una especie a otra, pero la de la chinche hematófaga Rhodnius muestra el plan básico. Los espermatozoos se

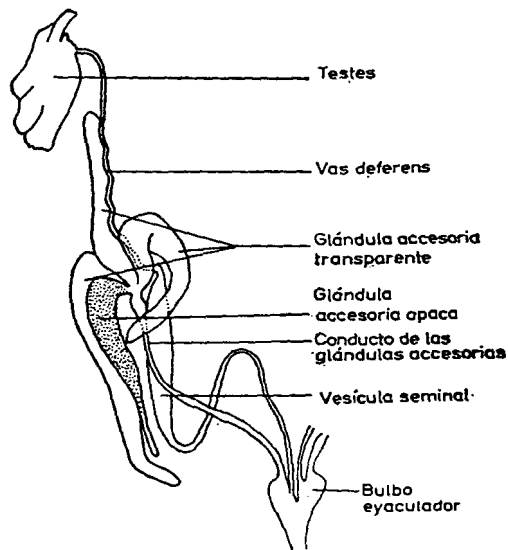


Figura 1. Diagrama lateral de los órganos masculinos de Rhodnius.

producen en el par de testes, que en algunas especies están fusionados en un solo órgano mediano. Los espermatozoos abandonan los testes por el camino del vaso deferente y se almacenan en las vesículas seminales, generalmente una simple dilatación en cada una de las paredes de los vasos deferentes.

Asociadas con el vas deferens están, en muchas especies, varias glándulas mesodérmicas accesorias (mesadenes) con sus conductos. En Rhodnius el conducto de las glándulas accesorias se une, con el vas deferens en cada lado, en el bulbo eyaculador (bulbus ejaculatorius) que encierra las glándulas accesorias ectodérmicas (ectadenes). Por último, los varios conductos llevan al conducto eyaculador y al edeago u órgano intromitente, ambos revestidos con cutícula. Naturalmente hay muchas variaciones en cuanto este plan básico. En las cucarachas, por ejemplo, las vesículas seminales y varias glándulas accesorias mesodérmicas están agrupadas en un solo órgano mediano, el cuerpo fungiforme (Fig. 2). En la mayoría de los insectos, los espermatozoos se producen en el estadio pupal o penúltimo, y en los adultos de muchas especies, incluidas las cucarachas, los testes no son un órgano muy prominente.

Cada teste está usualmente cubierto por un tejido conectivo que forma una cápsula, encerrando los túbulos o folículos testiculares y que pueden variar en número de una especie a otra. La pared del túbulo testicular

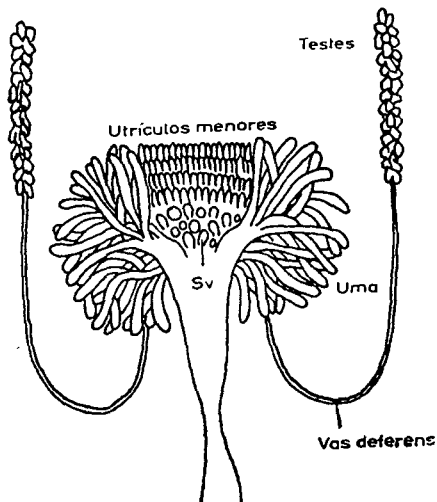


Figura 2. Vista ventral de los órganos masculinos de Periplaneta americana: sv, vesículas seminales; uma, utrículos mayores

es una simple capa epitelial, y el túbulo mismo se puede dividir en un cierto número de zonas. Así, la parte más distal del túbulo es el germario, que produce las espermatozoides. De una a varias espermatozonias son liberadas del germario y se encierran en una cápsula de células somáticas para formar los cistos. Los espermatozoides pueden sufrir más divisiones mitóticas en la "zona de los espermatozoides",

pero, por lo general, los cistos entran en la "zona de maduración y reducción", donde las espermatidas se producen, y finalmente la metamorfosis de las espermatidas a espermatozoides se realiza en las partes más proximales de los testes, la "zona de transformación". Mientras estas zonas de desarrollo se pueden reconocer en algunos insectos, es frecuentemente imposible distinguir nada más que un germario distal que da lugar a un cierto número de cistos en varios estados de desarrollo. En general, todas las células de cada cisto están en el mismo estado de desarrollo.

En el germario de muchos insectos se puede encontrar una única gran célula apical, o más rara vez un complejo apical multinuclear. Las espermatogonias en desarrollo se pueden ver agrupadas alrededor de la célula apical, y por esta razón se considera que tiene una función trófica. Probablemente las células de la pared del cisto toman esta función más abajo del tubo, y en los heterópteros existen ciertas células especializadas, los trofocitos, situadas entre los cistos, que se supone nutren las células germinales en desarrollo. La citología de la metamorfosis de las espermatidas a espermatozoides ha sido cuidadosamente estudiada en varias especies. El proceso supone el alargamiento del núcleo en una barra larga y esbelta durante el cual los elementos nucleares se disponen paralelos al eje largo de la espermatida. El centriolo origina el largo flagelo filamentososo, que tiene 9-2 estructuras fibrilares,

típicas de los otros flagelos. El cuerpo de Golgi de la espermatida forma un acroblasto en forma de copa, que segrega un gránulo proacrosomal que a su vez se relaciona con el núcleo en su parte anterior. El gránulo proacrosomal forma últimamente el acrosoma mismo, mientras lo que queda del aparato de Golgi es lanzado con otros elementos citoplásmicos. En los espermatozoos maduros del grillo doméstico el acrosoma completo consiste en dos conos concéntricos. Los espermatozoos de la cucaracha, sin embargo, tienen un acrosoma prominente en forma de disco que es fácilmente visible con microscopio de contraste de fase.

La función del acrosoma en los insectos es una cuestión todavía discutida. En algunos otros organismos, por lo menos, está relacionado con la "reacción acrosomal", en la cual las sustancias que se difunden del huevo se descargan por el acrosoma en un largo filamento. Este filamento se considera importante, estableciendo el contacto inicial entre el huevo y el espermatozoide. Si ocurre esto en los insectos, se desconoce, pero parece razonable pensar que la parte anterior de la célula podría estar especializada para establecer contacto entre el espermatozoide y el huevo.

Casi todos los insectos hasta ahora estudiados poseen espermatozoos largos y filamentosos que, al microscopio normal al menos, no presentan una gran diferencia entre la cabeza y la cola. Así, cabeza y cola aparecen casi

del mismo diámetro. Los espermatozoos de muchos insectos son muy largos; los de Rhodnius, por ejemplo, son de cerca de 300 μ de longitud. Esta forma filamentosa muy pronunciada de los espermatozoos de los insectos es probablemente un resultado indirecto de su vida terrestre. El pequeño diámetro del micrópilo impone un límite máximo al diámetro de los espermatozoides. Los huevos de la cucaracha Periplaneta americana están protegidos de la desecación por una segunda cubierta, la ooteca. El corion (cubierta impermeable que cubre el huevo y es, naturalmente, una adaptación a la resistencia terrestre) de Periplaneta no está demasiado desarrollado, y los micropilos son menos estrechos. Quizá sea también significativo que los espermatozoides de Periplaneta semejan más a los de otros animales en que tienen una distinta cabeza.

Aunque algunos aspectos de la espermatogénesis están razonablemente bien conocidos para una variedad de insectos, todavía no hay datos claros sobre la estructura submicroscópica de los espermatozoides maduros de ningún insecto. Por lo que se ha hecho, sin embargo, en algunas especies es posible presentar una idea sintética e hipotética de un espermatozoo de insectos (Fig. 3). Nótese que el nebenkern mitocondrial, que está formado por la condensación de las mitocondrias del espermatozoide, forma una funda, o quizá se extiende a lo largo del filamento axial en toda su longitud. Así, pues, no hay, hablando de modo

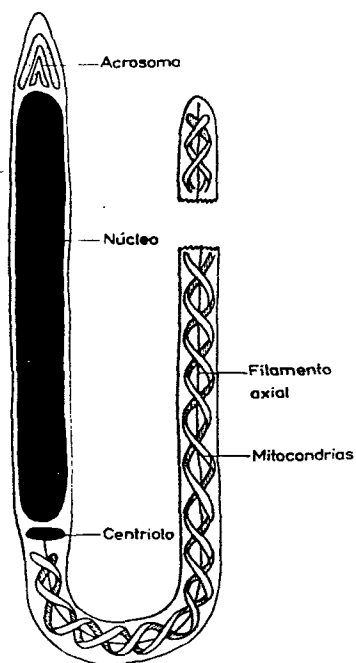


Figura 3. Diagrama representando una posible estructura de los espermatozoides de los insectos. Las mitocondrias se muestran aquí dispuestas en helicoides, pero pueden estar simplemente extendidas a lo largo del filamento axial.

estricto, pieza intermedia en los espermatozoides de los insectos, ya que esta estructura en otros animales (por ejemplo, mamíferos) está compuesta de las mitocondrias unidas helicoidalmente. El centriolo, como ya se ha mencionado, da lugar al filamento axial. En muchos insectos, como en otros animales, el centriolo está localizado directamente detrás del núcleo, pero en Cicindela y Lepisma el centriolo emigra a una posición frente al núcleo, llevando con él al filamento axial y a las mitocondrias.

La actividad de los testes puede dar por resultado la producción de cistos conteniendo espermatozoos. Normalmente se produce un número considerable de espermatozoides antes de la muda final, pero en algunas especies, al menos la espermatogénesis continúa durante la vida adulta de los insectos. El paso de los espermatozoides al vas deferens y a la vesícula seminal es frecuentemente un proceso complejo. En algunos heterópteros, por ejemplo, las espermátidas en desarrollo, encerradas en sus cistos, avanzan hacia el ápice del túbulo, probablemente empujadas por la fuerza de alargamiento de las células en desarrollo. Dan entonces la vuelta y prosiguen en un camino espiral hasta la base del túbulo, donde se rompen los cistos, y los espermatozoides maduros pasan al vas deferens.

En estos casos la fuerza para el aparente vagabundeo de los espermatozoides en desarrollo la suministra el alargamiento de la célula. Sin embargo, en un saltamontes,

Chortophaga, los espermatozoides maduros, libres de los cistos, pero mantenidos unidos por una cubierta hialina sobre sus cabezas, toman un camino semejante a través del túbulo. En éste, la fuerza motriz parece ser debida aparentemente a los movimientos de las colas de los espermatozoides. Cómo están repartidos estos fenómenos, así como la significación precisa de estos vagabundeos intratubulares, son cuestiones que esperan mayores investigaciones. Sin embargo, resulta tentador pensar que los movimientos intratubulares de los espermatozoides, que los llevan cerca de la célula apical, pueden relacionarse con la provisión a los mismos de los necesarios sustratos.

En otros insectos el paso al vas deferens es menos complejo. En Rhodnius los cistos que contienen a los espermatozoides maduros pasan a los cortos vasa efferentia, que conectan los túbulos con el vas deferens, por la presión entre las grandes células que forman un tapón en la base de cada túbulo. Los cistos desaparecen pronto después que los espermatozoides entran en el vas deferens. En los coleópteros escarabeidos y el gusano de seda los túbulos están separados de los vasa efferentia por la "membrana basilar", la cual debe penetrar el espermatozoide cuando pasa al vas deferens. Aun cuando no hay datos experimentales, el tapón de células en la base del túbulo seminífero de Rhodnius es indudablemente secretor, y podría ser que a su paso entre estas células los espermatozoides recibieran

los sustratos necesarios para su mantenimiento en las vesículas seminales.

En muchas especies, las cabezas de los espermatozoides de un solo cisto están reunidas por una cubierta hialina. Esta desaparece normalmente cuando los espermatozoides pasan al vas deferens, pero en Chortophaga la cubierta persiste hasta después que haya tenido lugar la transferencia del semen. En los Coccidos los espermatozoos se mantienen en haces, por una cubierta compleja en forma de sacacorchos que persiste hasta poco antes de que los huevos sean fertilizados.

Los espermatozoides en las vesículas seminales están quietos; los movimientos son prácticamente ausentes. En las espermatecas de la hembra, en cambio, los espermatozoides están en constante y violenta actividad. El "movimiento en ondas" característico de los espermatozoides activos y densamente empaquetados resulta de sus movimientos sincrónicos de batido y es muy claro en la espermateca. ¿Cuáles son, pues, las razones para tales diferencias en la actividad de los espermatozoides maduros? Como conocemos tan poco de la bioquímica del semen de los insectos, cualquier respuesta a esta pregunta será sólo un intento.

En muchos insectos los espermatozoides están densamente empaquetados en las vesículas seminales, y podría ser que esta misma densidad sea la responsable de su inactividad.

Los espermatozoides de Periplaneta muestran a grandes concentraciones una frecuencia de "batido" con la cola ligeramente más baja. Así, a una concentración de 3,000 células por milímetro cúbico la frecuencia es de aproximadamente 700 batidos por minuto, y a 21,000 células por milímetro cúbico es alrededor de 575. Este "efecto de dilución" también se ha observado como evidente en el semen de las abejas. Sin embargo, este tipo de diferencias en actividad difícilmente podría explicar las diferencias en actividad que se encuentran en el animal intacto. Incluso los espermatozoides situados cerca de la periferia de las vesículas seminales de Rhodnius y Periplaneta baten sólo débilmente.

En los insectos el oxígeno es suministrado a través de un sistema traqueal. En un saco tal como la vesícula seminal sólo las células de las paredes están traqueadas, y el transporte de oxígeno al contenido debe realizarse por difusión. La disponibilidad de oxígeno bajo estas circunstancias puede ser muy fácilmente limitada. Sin embargo, los espermatozoides de Periplaneta y Rhodnius muestran actividad durante la misma duración, tanto en ausencia de oxígeno como cuando éste es fácilmente lograble. Además, los espermatozoides de Periplaneta bajo condiciones anaerobias decoloran el azul de metileno, mostrando así que ciertamente existe anaerobiosis.

Mientras los espermatozoides de algunas especies (por ejemplo, Apis mellifica) están pegados por sus cabezas

a la epidermis glandular de la vesícula seminal, en muchas especies la vesícula seminal no es secretora, y es posible que los espermatozoides estén quiescentes debido a la relativa ausencia de algún sustrato necesario para los movimientos. Sin embargo, en la mayoría de los insectos, los espermatozoides de la vesícula seminal sí que muestran actividad cuando se los coloca en una solución salina que no contiene sustancias.

Los espermatozoides de Periplaneta son sensibles al pH; muestran un máximo de actividad a un pH de alrededor de 7,5. A más altos niveles de pH son completamente inactivos; a niveles inferiores se muestran menos activos. En Rhodnius, el pH del medio en el que se encuentran los espermatozoides sufre grandes cambios. En los testes, vas deferens y vesícula seminal el pH es de cerca de 7,0, pero en el bulbus ejaculatorius y el tracto reproductor de la hembra, incluida la espermateca, el pH es de cerca de 5,5. Cuando los espermatozoides de dentro de una vesícula seminal o de una espermateca se colocan en una solución salina de pH próximo a 5,5 se muestran violentamente activos, mientras que a pH 7,0 lo son muchísimo menos. Un desfavorable pH puede indicarse como uno de los factores responsables de la débil actividad de los espermatozoos en las vesículas seminales de Rhodnius. Falta por ver si esta observación tiene un valor general.

En muchos insectos un número de glándulas del macho

parece ser que segregan un material que activa a los espermatozoides. Por ejemplo, en Bombyx mori parte del conducto eyaculador, que se llama también "glándula de la próstata", se dice tiene un efecto estimulador sobre los espermatozoides. Esta activación de los espermatozoides puede ser muy importante en esta especie, ya que la inseminación artificial no tiene éxito si no se incluyen las secreciones de la próstata. No hay datos de cómo tiene lugar esta activación; se supone que la secreción prostática proporciona metabolitos necesarios para el movimiento de los espermatozoides. En el escarabajo Melolontha melolontha uno de los componentes del espermátforo parece activar los espermatozoides, pero también el modo de acción de la activación es cuestión de especulación. Varios autores han sugerido que la disponibilidad de oxígeno puede ser un factor limitante en la actividad de los espermatozoides de los insectos, pero se van acumulando datos que muestran que los espermatozoides de varias especies son activos en total ausencia de oxígeno. Está claro que no conocemos casi nada del metabolismo del semen ni de los efectos de los varios factores en la actividad de los espermatozoides.

En las espermatecas de muchos insectos los espermatozoides se mantienen en un estado de continua actividad por períodos muy largos. En Rhodnius los espermatozoides de las espermatecas permanecen activos y viables durante al menos un mes después de una sola cópula; en la abeja

y algunas hormigas los espermatozoides se dice que sobreviven en la hembra durante varios años. Indudablemente, alguna forma de sustrato exógeno tiene que proveer la energía necesaria para la moción constante. En el semen de los mamíferos los requerimientos metabólicos de los espermatozoides, durante el relativamente corto período de tiempo en que están activos en los conductos femeninos, los suministra la fructosa del fluido seminal. El semen de los insectos tiene una pequeñísima cantidad de fluido seminal comparado a la cantidad de espermatozoides, y sobre esta base es difícil que las secreciones de las glándulas accesorias masculinas puedan proporcionar todos los requerimientos metabólicos de los espermatozoos en la hembra. El semen de los zánganos ciertamente contiene fructosa, así como glucosa y trihalosa, y tiene lugar en el semen fructólisis. Por otra parte, la concentración de fructosa en las diversas partes del tracto reproductor masculino no es mucho más alta que la de la sangre, y los zánganos que vuelven de vuelo muestran una mayor reducción en la concentración de estos tres azúcares en los órganos reproductores. Estos hechos, unidos con la alta proporción de fructólisis en el semen, hace poco probable que la pequeña cantidad de fructosa depositada en la reina por el zángano en la inseminación pueda ser suficiente para mantener a los espermatozoides por más de unos pocos minutos.

En muchos insectos, parte del epitelio de la espermateca

es claramente glandular; en muchas especies, incluso, hay una más o menos distinta glándula de la espermateca. En Rhodnius las espermatecas de las hembras vírgenes contienen una secreción en el lumen. Esta secreción tiene muchas de las proporciones de una lipoproteína, y podría ser la fuente del sustrato exógeno para los espermatozoides. Esto no significa que se sugiera que una lipoproteína entra en el metabolismo intracelular de los espermatozoides; más probable es que la lipoproteína sea digerida extracelularmente y una molécula simple fuera la utilizada por los espermatozoides.

2.2.2 El Sistema Femenino y los Huevos

La tarea del sistema reproductor femenino es recibir y almacenar los productos del sistema masculino, producir los huevos, asegurar el encuentro de los huevos y los espermatozoides, y depositar los huevos. Nos referimos principalmente al proceso de oogénesis o producción de huevos; el fenómeno de la cópula, fertilización y puesta será discutido posteriormente.

Los órganos internos de reproducción en los insectos hembras varían de una especie a otra (Fig. 4). Sin embargo, en general, hay un par de ovarios mesodérmicos, cada uno de los cuales se abre en un oviducto lateral. Los dos oviductos laterales se unen formando un único oviducto

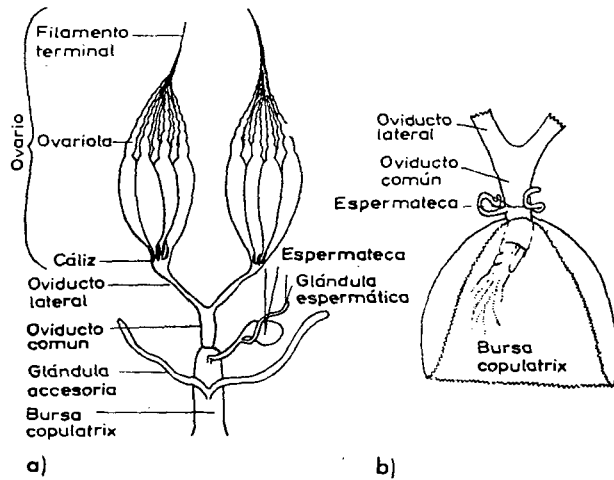


Figura 4. a) Organos femeninos de un insecto "típico" (según Snodgrass).
 b) Vista ventral de los conductos femeninos de *Rhodnius*, con la bursa copulatrix abierta, para mostrar la entrada del oviducto común.

común mediano, en general fuertemente musculoso. La bursa copulatrix, cuando existe, es la vagina del insecto; ella recibe el aparato copulador del macho. Generalmente, la bursa es simplemente un ensanchamiento posterior en forma de saco del oviducto común, pero en los lepidópteros se han separado totalmente del resto del sistema. La espermateca, que es el órgano de almacenamiento de los espermatozoides recibidos durante la cópula, lo más usual es que sea un simple divertículo de la bursa o del oviducto común. Las espermatecas pares de Rhodnius no son homólogas con las espermatecas de los otros heterópteros. La estructura homóloga en Rhodnius es la única glándula de cemento que se abre en la bursa. La espermateca tiene un epitelio secretor que posiblemente suministra nutrientes a los espermatozoides que están allí almacenados, y en muchos insectos una porción de la espermateca puede especializarse como una glándula de la misma. Las células secretoras están provistas frecuentemente de conductillas intracelulares.

También pueden encontrarse varias glándulas accesorias; éstas están normalmente asociadas con la formación de cubiertas ovulares o cementos utilizados en pegar los huevos al sustrato. La bursa copulatrix, las espermatecas y el oviducto común están tapizados normalmente de una íntima quitinosa, indicando así su origen ectodérmico. Los oviductos laterales son normalmente de origen mesodérmico.

co, pero en varias especies también pueden estar tapizados con cutícula.

Cada ovario consiste en un cierto número de túbulos u ovariolas encerradas en una membrana común, la cubierta epitelial externa, compuesta de células epiteliales, tejido conectivo y un determinado número de células musculares ramificadas que forman una red difusa en el ovario activo. El ovario está bien provisto de tráqueas. El número de ovariolas en cada ovario es una característica de la especie. En Periplaneta, por ejemplo, hay ocho; en los lepidópteros hay normalmente cuatro y en unas pocas especies, especialmente en los dípteros vivíparos que producen relativamente pocos huevos, puede haber solamente una ovariola por ovario. Muchos insectos tienen un considerable número de ovariolas; en los isópteros el número a cada lado puede exceder de 2,000. El ovario está ligado al diafragma dorsal por un ligamento suspensor, una fina estructura hecha con los filamentos terminales de las varias ovariolas.

La ovariola es la unidad funcional del ovario y consiste en el filamento terminal, germario, vitelario y pedicelo. El germario, vitelario y pedicelo forman un tubo con una simple capa epitelial. En el germario, la actividad mitótica origina los oocitos primarios, que entran en el vitelario junto con sus células foliculares asociadas. Durante su avance a lo largo del vitelario crecen como consecuencia de la deposición de yema, un proceso conocido como vitelogé-

nesis. Al final del vitelario el oocito maduro entra en el pedicelo de la ovariola y es descargado en el oviducto lateral durante el proceso de ovulación; éste será tratado en otro lugar. En Drosophila, por ejemplo, el oocito aumenta en volumen el 10^5 en tres días, y en la mariposa de la seda Cecropia el incremento se ha calculado que es el 91 por 100 por día, durante un período de cinco semanas.

La manera precisa por la que la vitelogénesis marcha depende en grado considerable del tipo de ovariola en que ocurre. Se reconocen tres tipos (Fig. 5). La ovariola panoística no posee células nutritivas especializadas. El germario contiene oogonias que por mitosis dan lugar a oocitos jóvenes cerca del borde posterior del germario. Las oogonias y los oocitos están rodeados de una masa de tejido prefolicular que es particularmente abundante cerca de la parte posterior del germario. A medida que los jóvenes oocitos pasan al vitelario son rodeados por núcleos prefoliculares, entre los que aparecen membranas celulares, de modo que el oocito está completamente rodeado de un epitelio folicular. El oocito, con su capa de epitelio folicular alrededor, comprime el folículo. Cada folículo está separado de los folículos inmediatamente anterior y posterior a él por un tapón de células foliculares modificadas, el tejido interfolicular. Las ovariolas panoísticas son características de los órdenes antiguos de insectos: los tisanuros, ortópteros, isópteros, odonatos y plecópteros.

Los sifonápteros son el único orden holometabolo que posee ovariolas panoísticas.

El ovario telotrófico (algunas veces llamado acrotrófico) y el politrófico poseen, además de las estructuras ya descritas, grandes células nutricias o trofocitos que son importantes en la producción de yema. Estos dos tipos juntos se llaman a veces ovarios meroísticos.

Los ovarios telotróficos son característicos de los hemípteros y algunos coleópteros. El de los heterópteros ha sido más estudiado, y lo que sigue está basado en algunos de estos trabajos. La parte más anterior del germario contiene células indiferenciadas en proceso de proliferación. Inmediatamente después de esto cesa la mitosis y los grupos de núcleos se agrupan juntos. Desaparecen los límites celulares. Los núcleos se fusionan, de modo que aumentan progresivamente de tamaño. Estos núcleos comprenden los trofocitos en diferenciación.

Más atrás en el germario, los grupos de núcleos tróficos se disponen alrededor de una masa o núcleo central de citoplasma, la masa central trófica, que es continua con el citoplasma en el que están situados los grupos de núcleos tróficos. Esta área, pues, es un sincitio con una concentración periférica de núcleos. Hay un continuo movimiento de estos núcleos gigantes hacia dentro de la masa central, en donde se desintegran. Los núcleos gastados así se reponen por mitosis de la parte más anterior del germario, seguidas de fusión de los núcleos. Desde la masa central trófica

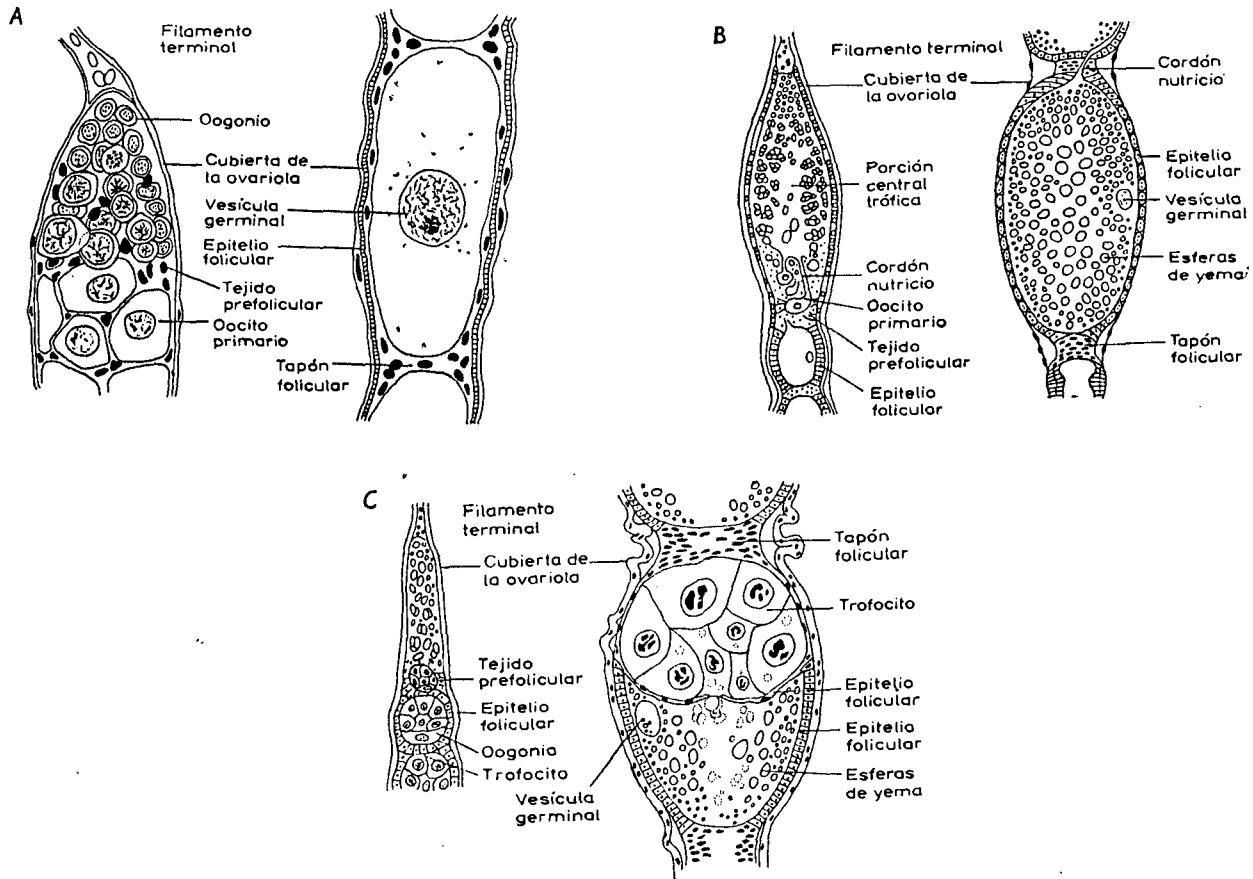


Figura 5. Germario (izquierda) y un folículo madurando (derecha) en: A) un ovario panoístico; B) un ovario telotrófico, y C) un ovario politrófico

al oocito en desarrollo se extienden cordones de citoplasma, los cordones tróficos. Cada uno de estos cordones nutritivos permanece ligado a su oocito particular a través de toda la marcha de su desarrollo.

Los oocitos mismos se producen de las oogonias, un disco de células germinales justamente posteriores de la masa central trófica. Los oocitos jóvenes producidos por la actividad mitótica de las oogonias son rodeados por tejido prefolicular, como se ha descrito para las ovariolas panoísticas. El oocito joven, rodeado de sus núcleos prefoliculares y ligado a la masa central trófica por su cordón nutritivo, entra en el vitelario, donde tiene lugar la vitelogénesis. En el ovario telotrófico de Tenebrio el tejido trófico retiene su carácter celular.

Las células nutricias en la ovariola politrófica están encerradas en el folículo con el oocito en desarrollo. Los ovarios politróficos son característicos de muchos de los órdenes holometabolos, así como de los dermápteros, psocópteros, anopluros y malófagos. Aunque las ovariolas de los dermápteros son el caso más simple, ya que sólo aparece un trofocito con cada oocito. Los de Drosophila han sido más extensamente estudiados y son más típicos, ya que poseen un cierto número de trofocitos en cada folículo.

En Drosophila hay en el ápice de cada germario alrededor de unos cincuenta oogonios mitóticamente activos. Cuando

una de estas células germinales se divide, una de las células hijas repite el proceso simplemente, mientras que la otra oogonia sufre cuatro divisiones sucesivas sincrónicas para producir un cisto de dieciséis células. Este cisto de células se rodea de tejido prefolicular y sale del germario al vitelario, donde se forma un típico folículo.

Al principio el crecimiento de las dieciséis células hijas en el folículo es idéntico, pero al final la célula más posterior, el oocito, crece mucho más rápidamente. Eventualmente, los quince trofocitos adelgazan, especialmente durante las últimas fases de la vitelogénesis, y últimamente se resorben. Durante la vitelogénesis el oocito va gradualmente separándose de los trofocitos por una capa de células foliculares, aun cuando antes el citoplasma del oocito estaba unido al de los trofocitos adyacentes por medio de diminutos poros (de alrededor de $0,5 \mu$) de la membrana celular.

En el huevo de los insectos el citoplasma es muchas veces poco desarrollado. Generalmente es visible una capa de citoplasma cortical, o periplasma, en la periferia del huevo; el resto del citoplasma se encuentra como un escaso retículo. Gran parte del huevo está ocupado por la yema o deutoplasma, que está, casi totalmente, formado por dos tipos de cuerpos esféricos. Los cuerpos de proteína de la yema son los más abundantes. Cada uno de ellos está

encerrado en una delicada membrana y contiene algunos carbohidratos, indicadores quizá de una mucina. Los cuerpos de lípidos de la yema se han estudiado intensamente en algunos insectos. Al principio de la vitelogénesis los fosfolípidos son los más abundantes, pero más tarde los fosfolípidos disminuyen en concentración y aparecen los triglicéridos. Muchos insectos también depositan glucógeno durante la vitelogénesis.

El origen de las esferas de proteína en la yema se han asociado con corpúsculos expulsados del nucléolo del oocito y que eventualmente pasan al citoplasma. Así hay muchas citas en la antigua bibliografía describiendo la emisión de estos corpúsculos del nucléolo. En muchos casos se indica que los corpúsculos se fragmentan, emigran hacia la periferia del oocito y crecen convirtiéndose en las típicas esferas de la yema. Sin embargo, se ha indicado que tal hipótesis está basada en la observación de que el nucléolo expulsa corpúsculos y que corpúsculos similares se pueden ver en la periferia del oocito. Estos últimos corpúsculos crecen luego haciéndose esferas de proteína. Es cierto que estudios con el microscopio electrónico han revelado que los núcleos de los trofocitos expulsan material en Rhodnius y Drosophila, pero este material parece descomponerse antes de alcanzar el oocito. Resulta tentador asociar estos cuerpos expulsados con el ácido nucleico que frecuentemente está asociado con la vitelogéne-

sis.

Dado que los ácidos nucleicos están constantemente asociados con la síntesis de proteínas, parece conveniente, en esta discusión sobre los cuerpos de proteínas, ver qué observaciones se han realizado sobre el ADN y ARN en el oocito en desarrollo. En los insectos con ovariolas meroísticas hay abundantes datos que muestran que los trofocitos proporcionan ADN en cantidad sustancial para los oocitos en desarrollo. En Oncopeltus, por ejemplo, los núcleos de los trofocitos pasan a la masa central citoplásmica del tejido apical nutritivo, emigran al final posterior de la masa central trófica y se hacen picnóticos. Estos núcleos en degeneración sueltan gotitas de ADN, las que se rompen y posiblemente son transportadas al oocito a través del cordón nutricio para ser utilizadas en la síntesis de ácidos nucleicos. Los trofocitos de Oncopeltus también parece que contribuyen con algunos elementos proteínáceos como proteína para los oocitos. Los datos también sugieren que el núcleo del oocito mismo puede estar implicado en la síntesis de proteína durante la vitelogénesis. En los oocitos jóvenes hay abundante ARN alrededor del núcleo, y por lo menos uno de los varios nucléolos es muy grande y está asociado con una masa de ADN. Además, hay una gran concentración de proteína cerca del núcleo de estos oocitos jóvenes. Así, pues, este y otros estudios sobre los ácidos nucleicos de la ovariola,

sugieren que el oocito sintetiza una gran cantidad de proteína que constituye el deutoplasma y que mucho del ácido nucleico necesario para esta síntesis es aportado por los trofocitos. En Tenebrio los oocitos jóvenes son ricos en ARN. En los ovarios panoísticos, naturalmente, los ácidos nucleicos necesitarán la contribución de los núcleos de los oocitos o de las células foliculares. En Schistocerca el ARN se encuentra en grandes cantidades en las células del folículo durante la vitelogénesis.

El que las células del folículo desempeñan un importante papel en el desarrollo de los elementos proteináceos de la yema ha sido demostrado por las elegantes investigaciones de Telfer y Col, en la vitelogénesis de las mariposas Saturnidos. Ellos han mostrado que dos proteínas, antígeno 3, una proteína con carotenoide, y antígeno 7, la "proteína hembra", se encuentran en la sangre de las hembras en grandes cantidades hasta que comienza la vitelogénesis, cuando se acumulan en los oocitos en desarrollo. En el caso de antígeno 7, la proteína, se ha demostrado, entra en el oocito sin cambio, a través de las células foliculares y no por los trofocitos; la entrada está facilitada por la presencia de un borde del oocito, con entrantes y salientes. El antígeno 7 está localizado en los cuerpos proteicos y se acumula hasta veinte veces la concentración en que se encuentra en la sangre. En la langosta, una alta concentración de proteína en la sangre se ha asociado con la vitelogé-

nesis. A la vez que crece la proteína, la concentración de aminoácidos libres en la hemolinfa disminuye, sugiriendo que quizá los aminoácidos, que son especialmente abundantes en la hemolinfa de los insectos, actúan como reservorio para la síntesis de proteínas.

Los primeros autores estaban, en general, de acuerdo en que los cuerpos lipoides se originaban en el aparato de Golgi. Sin embargo, en aquel tiempo la naturaleza precisa y la distribución del material de Golgi eran cuestiones disputadas, de modo que parece poco razonable asociar los cuerpos lipoides con el aparato de Golgi hasta que no se hagan estudios convenientes con el microscopio electrónico. No obstante, está claro que los precursores de los cuerpos lipoides aparecen primero cerca de un polo del núcleo del oocito, mientras éste está todavía en el germario. Estos gránulos se van haciendo más numerosos, crecen en tamaño y se extienden por todo el deutoplasma. En los ovarios panoísticos, como los que se encuentran en la cucaracha, los precursores de los cuerpos lipoides se extienden hacia la periferia del oocito, donde crecen como resultado de la acumulación de materiales transportados al oocito por las células del folículo. En los heterópteros que tienen ovariolas telotróficas, los precursores de los cuerpos lipoides reciben lípidos, aparentemente de los trofocitos, durante su desarrollo inicial, pero más tarde muchos de los precursores derivan sus lípidos de

las células foliculares. En los folículos politróficos de Culex las células nutricias no parecen contribuir a la lipogénesis. Así, pues, parece que las células del folículo son muy importantes en el transporte de lípidos dentro del oocito en desarrollo. Los cuerpos lipoides están al principio formados principalmente de lipoproteínas, especialmente fosfolípidos. A medida que el desarrollo sigue, sin embargo, el componente proteína se va haciendo cada vez menos aparente hasta que en el huevo maduro la mayor parte del lípido se encuentra sin proteína asociada.

En la yema de algunos, pero no todos, los huevos de insectos se encuentra glucógeno. Normalmente aparece más tarde en la vitelogénesis después que los trofocitos han degenerado; en estos casos probablemente entra en el huevo a través de las células del folículo. En la tijereta Anisolabis, el glucógeno lo obtiene el oocito de un único trofocito en cada folículo.

Los lugares donde se elaboran los diversos materiales que pasan al oocito son todavía cuestión de conjeturas. El cuerpo graso sufre cambios cíclicos asociados con ciclos de desarrollo de los huevos. Los lepidópteros adultos son incapaces de asimilar proteína, y los elementos proteínicos de los huevos han de obtenerse de las reservas realizadas por la larva. A medida que los huevos se desarrollan disminuye el tamaño del cuerpo graso en los lepidópteros. Hay una multitud de datos que muestra que la nutrición

afecta a la vitelogénesis.

Muchos insectos poseen microorganismos simbióticos que son esenciales para que puedan utilizar los diversos materiales de la comida como alimentos. Hay una variedad de mecanismos por los que los jóvenes recién nacidos son infectados con los simbioses, pero frecuentemente los microorganismos se introducen en los oocitos en desarrollo. La ruta de entrada en el huevo es generalmente por las células foliculares. Así, en Blatta los simbioses bacterianos invaden las células del folículo, de las que se trasladan al ooplasma periférico. Aquí se encapsulan en un sistema de membranas y más tarde encuentran su camino a los polos del huevo maduro. La invasión de las células foliculares se realiza posiblemente de los micetocitos que están repartidos a través del cuerpo graso.

El oocito en desarrollo tiene ahora su dotación completa de yema, que constituye el suministro de comida para el embrión que se desarrollará después de la fertilización. Pero el huevo no está todavía completo; debe estar provisto de un manto protector. Las propiedades requeridas por dicho manto protector son que permita el intercambio de gases necesarios para la respiración del embrión y que proteja al embrión de la desecación. Aún más, ya que la fertilización tiene lugar normalmente después de que se ha formado la cáscara, debe existir algún medio para la entrada de los espermatozoides.

Naturalmente, algunos insectos, especialmente en los órdenes ortopteroides, los huevos son colocados en grupos con una cubierta protectora u ooteca, la formación a la que nos referimos es de la cáscara del huevo o corion. El oocito mismo está contenido en la membrana vitelina, que algunos autores creen consiste simplemente en la membrana plasmática modificada del oocito. En Drosophila, sin embargo, datos de microscopia electrónica muestran claramente que la membrana vitelina se forma por una condensación de gotitas segregadas por las células foliculares.

Existe el acuerdo general de que el corion es el producto de las células foliculares. En las ovariolas panoísticas, naturalmente, las células foliculares rodean al oocito en desarrollo completamente, pero en las ovariolas meroísticas esto tiene una discontinuidad, en el punto de entrada del cordón nutricio o en el área alrededor del poro, que conecta los trofocitos con el oocito. En los estados finales de la oogénesis, sin embargo, las células foliculares rodean completamente el oocito, y en el caso de las ovariolas politróficas las células nutricias asociadas al folículo degeneran.

Normalmente pueden distinguirse dos capas en el corion de la mayoría de los huevos de insectos; el endocorion, inmediato a la membrana vitelina, y el exocorion. McFarlane (1962) ha indicado que el corion de los insectos se acomoda al modelo de la cutícula, con una fina capa lipoteica,

la epicutícula, que en el caso del corion es inmediata a la membrana vitelina, y una gruesa capa interna proteinácea, la endocutícula. Nótese que ésta es una cutícula invertida respecto al huevo, pero que las capas están en el orden apropiado respecto a las células que la segregan, las células foliculares, Mc Farlane, por tanto, se refiere al corion como la cutícula materna; el endocorion (lipoproteína), pues, viene a ser la epicutícula materna, y el exocorion (proteína), la endocutícula materna. Este razonamiento resulta muy sugestivo, pero uno de los corolarios del mismo es que a las células foliculares, que son mesodérmicas, se les atribuye la función de secretar una cutícula, tarea normalmente asignada al ectodermo.

Puede haber complicaciones en esta organización básica de la estructura del corion. En Rhodnius, por ejemplo, es posible distinguir un total de siete subdivisiones de las dos capas principales (Beament, 1946). El primer signo de secreción del corion en Rhodnius es la aparición en la membrana vitelina de gotitas de material con las propiedades de un polifenol. Esta, la capa interna de polifenoles, es discontinua y adopta la forma de islas de gotitas sobre la superficie de la membrana vitelina. Las células del folículo próximas segregan una capa proteinácea curtida que es muy resistente a varios reactivos; por eso se le llama capa de proteína resistente. La capa de polifenoles externa, como la interna, consiste de grupos

de gotitas dispuestas en islas. Esta capa de gotitas actúa como un sustrato para la secreción de la llamada "capa ámbar"; su presencia en algún lugar sólo puede deducirse por experimentación. La más externa de las cinco capas del endocorion consiste de una capa de proteína menos resistente, llamada el endocorion blando. El exocorion se segrega como dos capas: el exocorion blando, que probablemente es una lipoproteína, y el exocorion resistente, la fina, pero dura, capa más externa del huevo. El exocorion es segregado mucho más rápidamente en la periferia de las células foliculares que en el centro. Esto da por resultado la formación de depresiones foliculares a intervalos sobre la superficie de la cáscara; la escultura característica de la superficie del huevo en Rhodnius se completa por la persistencia en la superficie de los contornos poligonales de las células foliculares. Durante la secreción del exocorion las depresiones se rellenan por salientes de las células foliculares. De estas vellosidades irradian pequeños canales porosos dentro del exocorion (Fig. 6). En los huevos de acrídidos, además de las dos capas de la cutícula materna, se encuentra una capa interna de cera, que se indica como asociada con la membrana vitelina, y un "extracorion" externo.

En muchos insectos los espermatozoides entran en el huevo pasando a través del micropilo, que son estrechos canales, generalmente retorcidos, a través de todas las

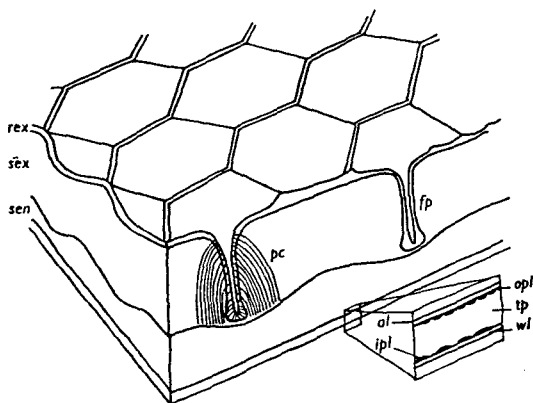


Figura 6. Diagrama de las capas que se encuentran en el huevo de Rhodnius (según Beament).

al, capa ámbar
pc, canales porosos
wl, capa de cera

fp, agujero folicular
ipl, capa interna de polifenoles
apl, capa externa de polifenoles
rex, exocorio resistente
sex, exocorio blando
tp, capa proteínica curtida

capas del corion. En Rhodnius son unos diez a veinte, y están confinados en el surco espermático, una depresión anular en la cáscara en su final anterior. El micropilo aparentemente es producido por las células del folículo con "villi" mucho mayores (Anónimo, 1947). El número y posición de los micropilos en los huevos de otros insectos varía de una especie a otra. Muchos dípteros, por ejemplo, tienen sólo un único micropilo, y en Locusta el número varía de treinta y cinco a cuarenta y tres (Telfer y Williams 1952).

Los huevos de muchas especies son muy resistentes a la desecación. En Rhodnius los huevos intactos no pierden agua en una atmósfera seca con temperaturas alcanzando hasta los 42,5°C; por encima de esta "temperatura crítica", la desecación aumenta rápidamente. Este fenómeno se debe, según se cree, a la rotura de una extremadamente fina capa de cera, la presencia de la cual solamente puede inferirse por razones experimentales indirectas (Anónimo, 1946). Dado que el huevo de Rhodnius es impermeable corto tiempo después que el corion se completa, esta capa de cera es probablemente segregada por el mismo oocito. Es incierto hasta dónde pueden generalizarse estas observaciones a otros grupos de insectos. Como se ha indicado antes, los huevos de los acrididos tienen una capa cérea asociada con la membrana vitelina. Una capa de grasa o cera parece que se encuentra en las superficies internas de los huevos

de Dixippus (Wigglesworth y Beament, 1950) y una variedad de otras especies. Que estas capas sean o no las responsables primarias de la impermeabilidad del huevo, es otra cuestión. En los órdenes ortopteroides el embrión frecuentemente toma agua del ambiente. En Acheta el período de absorción de agua corresponde con la desintegración de la epicutícula materna y parece razonable concluir que esta capa es la barrera contra el agua (McFarlane et al, 1959). De modo similar en varios acrídidos la desintegración del "extracorion" señala la absorción del agua (Hartley, 1961). En muchos insectos, particularmente entre los ortópteros, la absorción de agua es la función particular de un área especializada de la cáscara y de los inmediatos tejidos embrionarios subyacentes; estas áreas se han llamado a veces "hidropilos".

No es fácil ver a primera vista cómo un corion semejante a los que cubren la mayoría de los oocitos de insectos permite el paso de los gases necesarios para el desarrollo del embrión. Es verdad que los micropilos perforan el corion, pero éstos suelen estar ocluidos por secreciones accesorias de la hembra. Los aeropilos se abren en la superficie del huevo, pero son pocos en número y no penetran las capas inferiores del corion. En Rhodnius el lugar de los intercambios gaseosos es el borde de la caperuza del ápice anterior del huevo, un área que incluye los aeropilos. Por razones teóricas, es necesario para estos

aeropilos el comunicar con un espacio continuo cerca de la superficie del oocito (Tuft, 1950). La naturaleza precisa de este espacio ha sido algo difícil de interpretar, pero investigaciones recientes, empleando microscopio corriente y electrónico en una variedad de especies, han mostrado que el esquema siguiente se puede aplicar casi de un modo general (Hinton, 1960; Anónimo, 1962; Wigglesworth y Beament, 1950; Wigglesworth y Salpeter, 1962).

En muchos insectos el aeropilo se relaciona con una porción laberíntica llena de gas que está separada de la membrana vitelina solamente por una fina capa de corion. Este laberinto lleno de gas forma una continua capa de gas, lo que es necesario postular para que tenga lugar el intercambio gaseoso. La relación entre esta capa y la atmósfera se cumple por una variedad de medios. En Rhodnius los aeropilos en el borde de la caperuza forman la única conexión. Los heterópteros acuáticos, sin embargo, tiene, además de un cierto número de aeropilos, uno o varios cuernos respiratorios que generalmente sacan fuera del agua. Estas largas extensiones del corion, generalmente en el polo anterior del huevo, tienen un laberinto central lleno de gas, el cual se relaciona con la atmósfera en el extremo distal del cuerno y es continuo con la capa interna llena de aire del corion. La conexión con la atmósfera toma la forma de una porción laberíntica lateral constituida por tabiques o columnas radiales en el cuerno. Estas

columnas se ramifican en la superficie del cuerno de manera que sus ramas forman un fino laberinto abierto. Las superficies de estas porciones laberínticas son hidrófugas; esto impide que se inunden las cavidades de gas cuando el huevo queda sumergido. Muchos huevos de dípteros tienen una disposición semejante. Aquí dos pliegues paralelos del corion encierran entre ellos el surco respiratorio que corre longitudinalmente a lo largo de la superficie del huevo. El piso y las paredes internas de este surco forman una porción laberíntica abierta, similar al plastron del ápice distal de los cuernos respiratorios de los heterópteros, y comunican con la red llena de gas de las capas más profundas del corion (Fig. 7).

Las ventajas de este sistema están en el hecho de que mientras una gran superficie de gas está en contacto con las capas internas de la cáscara, este volumen de gas comunica con la atmósfera a través de relativamente pequeñas secciones. Más todavía, los elementos hidrófobos de la porción laberíntica abierta de la superficie externa de los cuernos respiratorios de los heterópteros acuáticos, y el surco respiratorio de los huevos de los dípteros, permiten la formación de un plastrón para el eficiente cambio de gases cuando el huevo está sumergido (Hinton, 1960).

En estas circunstancias, que no son todavía claramente entendidas, el proceso de producción de huevos en los

ovarios puede ser invertido y resorbidos los oocitos. En Schistocerca la resorción de un oocito terminal en cualquier ovariola puede empezar en un estado de vitelogénesis próximo a la madurez. Durante la resorción las células foliculares, que en este ovario panoístico son las responsables para la transferencia de todos los nutrientes al oocito, invierten su papel y se convierten en vitelófagos. Segregan enzimas que digieren la yema, poniéndola en un estado apropiado para la resorción. El oocito en degeneración se arruga, las células foliculares invaden la yema y, como primero la proteína y luego la grasa se digieren, la célula folicular misma degenera, dejando una masa transitoria y sin función alguna (Lusis, 1963). Las condiciones que inician o aceleran el proceso de resorción están bajo la influencia del sistema endocrino.

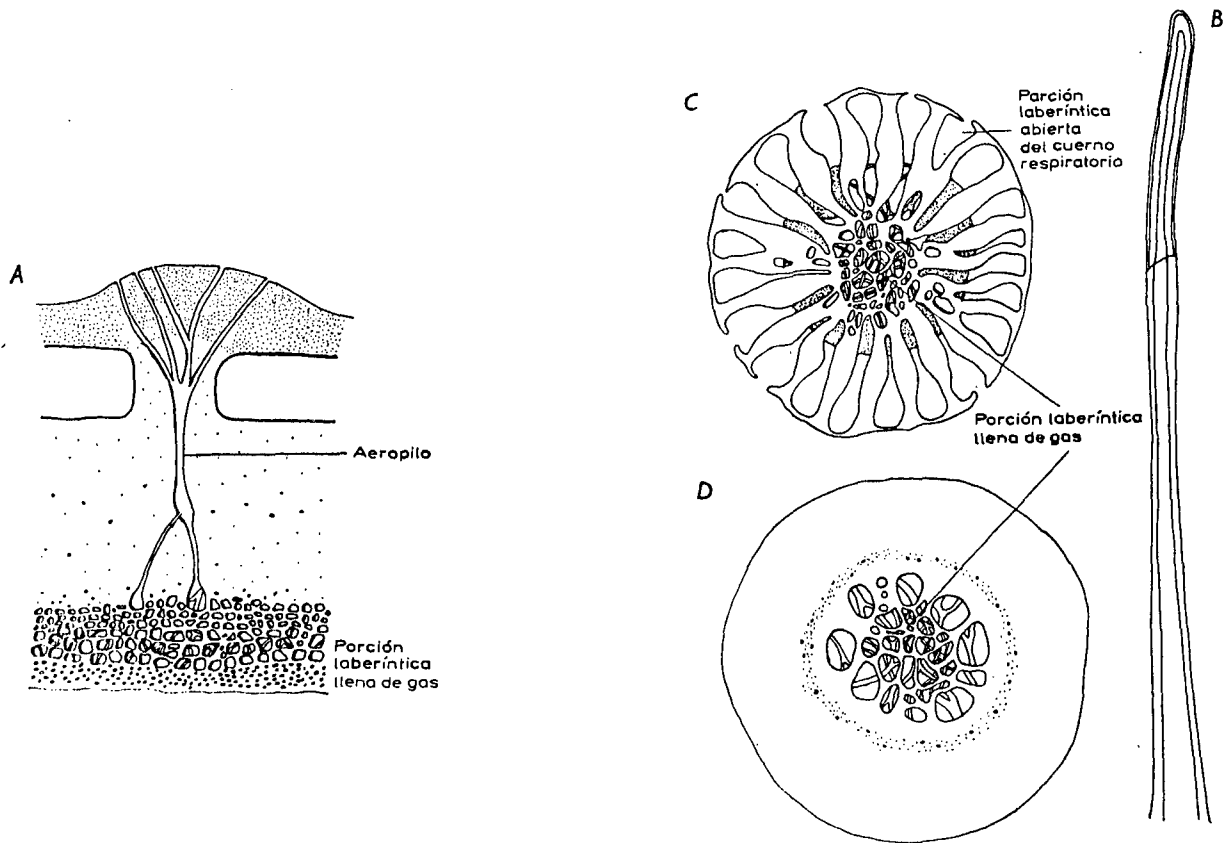


Figura 7. Estructuras respiratorias de los huevos de los insectos (según Hinton).

- A) Sección a través del corio de *Renatra linearis* mostrando el aeropilo;
 B) Cuerno respiratorio de *Nepa*;
 C) Sección a través de la porción distal de B;
 D) Sección a través de la porción proximal de B.

2.3 Principales Plagas de la Agricultura en México

ACELGA Beta vulgaris var. cycla Linneo (Chenopodiaceae)

Diabrotica balteata LeConte

AGUACATE Persea americana Mill. (Lauraceae)

Aethalion quadratum Fowler

Aleurocanthus woglumi Ashby

Amorbia emigratella Busck

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

Anastrepha obliqua (Macquart)

Apate monacha Fabricius

Brochymena quadripustulata (Fabricius)

Chrysomphalus aonidum (Linneo)

Coccus hesperidum Linneo

Conotrachelus aguacatae Barber

Capturus acacatae Kissinger

Corthylus nudus Schedl

Hansenia pulverulenta (Guérin-Meneville)

Heilipus albopictus Champion

Heilipus lauri Boheman

Hemiberlesia latanie (Signoret)

Hemiberlesia rapax (Comstock)

Hoplophorion monogramma (Germar)

Leptoglossus phyllopus (Linneo)

Liothrips perseae (Watson)

Melanaspis aliena (Newstead)
Mycetaspis personata (Comstock)
Nipaecoccus nipae (Maskell)
Olygonychus yothersi (McGregor)
Pseudacysta perseae (Heidemann)
Pyrrhopyge chalybea Scudder
Saissetia coffeae (Walker)
Selenothrips rubrocinctus (Giard)
Stenoma catenifer Walshingham
Trioza anceps Tuthill

AHUEJOTE Salix bonplandiana var. fastigiata Andre
 (Salicaceae)

Malacosoma incurvum var. aztecum (Neumoegen)

AJ0 Allium sativum Linneo (Umbelliferae)

Hylemya antiqua (Meigen)

Hylemya platura (Meigen)

Trhyps tabaci Lindeman

AJONJOLI Sesamun indicum Linneo (Pedaliaceae)

Agrotis ipsilon (Hufnagel)

Diabrotica balteata LeConte

Estigmene acraea (Drury)

Heliothis zea (Boddie)

Myzus persicae (Sulzer)

Spodoptera exigua (Hübner)

Spodoptera orinithogalli (Guenée)

ALCACHOFA Cymara scolymus Linneo (Compositae)

Aphis fabae Scopoli

ALFALFA Medicago sativa Linneo (Leguminosae)

Aceratagallia curvata (Oman)

Acinopterus angulatus Lawson

Acinopterus reticulatus (Fabricius)

Acrosternum marginatum (Pal. de Beauv.)

Acyrtosiphon pisum (Harris)

Agallia barretti Ball

Autographa californica (Speyer)

Bruchophagus gibbus (Boheman)

Bryobia praetiosa Koch

Caliothrips fasciatus (Pergande)

Caliothrips phaseoli (Hood)

Colaspis kypocloria Lefèvre

Colias eurytheme Boisduval

Copitarsia consueta Walker

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Empoasca fabae (Harris)

Epicaerus aurifer Boheman

Epicauta nigra Dugés

Epicauta pardalis LeConte
Estigmene acraea (Drury)
Hypera brunneipennis (Boheman)
Liriomyza sativae Blanchard
Loxostege similalis Guenée
Lygus pratensis (Linneo)
Macroductylus mexicanus Burmeister
Melanoplus differentialis (Thomas)
Melanoplus femur-rubrum (DeGeer)
Murgantia histrionica (Hahn)
Peridroma saucia (Hübner)
Petrobia latens (Müller)
Plathypena scabra (Fabricius)
Pogonomyrmex barbatus (Smith)
Pseudaletia unipuncta (Haworth)
Pyrota quadrinervata (Herr. & Mend.)
Spissistilus festinus (Say)
Spodoptera exigua (Hübner)
Spodoptera frugiperda (Smith)
Theriaphis maculata (Buckton)

ALGODON Gossypium hisutum Linneo (Malvaceae)
Adhelphocoris rapidus (Say)
Agrotis ipsilon (Hufnagel)
Agrotis malefida Guenée
Agrotis subterranea (Fabricius)

Alabama argillacea (Hübner)
Amorbia emigratella Busck
Anthonomus grandis grandis Boheman
Anthonomus grandis thurberiae Pierce
Aphis gossypii Glover
Atta mexicana (Smith)
Bemisia tabaci (Guennadius)
Bucculatrix gossypiella Morrill
Bucculatrix thurberiella Busck
Caliothrips phaseoli (Hood)
Chlorochroa ligata (Say)
Circulifer tenellus (Baker)
Colaspis hypoclora Lefèvre
Diabrotica balteata LeConte
Diabrotica undecimpunctata howardi Barber
Dysdercus flavolimbatus Stal
Dysdercus mimus (Say)
Dysdercus obliquus Stal
Dysdercus suturellus (Herrich-Schäffer)
Empoasca fabae (Harris)
Estigmene acraea (Drury)
Euphoria basalis Burmeister
Gryllus assimilis (Fabricius)
Heliothis virescens (Fabricius)
Heliothis zea (Boddie)
Leptoglossus zonatus (Dallas)

Loxostege similalis Guenée

Lygus pratensis (Linneo)

Melanoplus differentialis (Thomas)

Nezara viridula (Linneo)

Noctuelia rufofascialis (Stephens)

Oligonychus mexicanus (McGregor & Ortega)

Oncideres cingulata (Say)

Pectynophora gossypiella (Saunders)

Peridroma saucia (Hübner)

Phenacoccus gossypii Townsend & Cockerell

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Pseudatomoscelis seriatus (Reuter)

Pseudococcus maritimus (Ehrhorn)

Spodoptera exigua (Hübner)

Spodoptera ornithogalli (Guenée)

Stenoma crambina (Busck)

Strymon melinus (Hübner)

Tetranychus urticae Koch

Thrips tabaci Lindeman

Trichoplusia ni (Hübner)

ALGODON SILVESTRE Gossypium sp. (Malvaceae)

Anthonomus grandis thurberiae Pierce

ANONA Annona diversifolia Saff (Annonaceae)

Anastrepha ludens (Loew)

Bephratelloides cubensis (Ashmead)

Nipaecoccus nipae (Maskell)

Optatus palmaris Pascoe

Saissetia nigra (Nietner)

APIO Apium graveolens Linneo (Umbelliferae)

Empoasca fabae (Harris)

Myzus persicae (Sulzer)

Trichoplusia ni (Hübner)

ARROZ Oryza sativa Linneo (Gramineae)

Acigona loftini (Dyar)

Agrotis ipsilon (Hufnagel)

Atta mexicana (Smith)

Chilo plejadellus Zincken

Chlorochroa ligata (Say)

Diatraea saccharalis (Fabricius)

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

Euetheola rugiceps (LeConte)

Lissorhoptrus oryzophilus Kuschel

Mormidea angustata Stal

Nezara viridula (Linneo)

Oebalus insularis (Stal)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Rupella albinella Cramer

Sogatodes cubana (Crawford)

Spodoptera exigua (Hübner)

AVENA Avena sativa Linneo (Gramineae)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Schizaphis graminum (Rondani)

Sitobium avenae (Fabricius)

BERENJENA Solanum melongena Linneo (Solanaceae)

Aphis gossypii Glover

Bemisia tabaci (Gennadius)

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Empoasca fabae (Harris)

Eptrix hirtipennis (Melsheimer)

Euphoria geminata Chevrolat

Heliothis virescens (Fabricius)

Leptinotarsa decemlineata (Say)

Myzus persicae (Sulzer)

Phoebis sennae eubule (Linneo)

Phthorimaea operculella (Zeller)

BETABEL Beta vulgaris Linneo (Chenopodiaceae)

Circulifer tenellus (Baker)

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Epitrix cucumeris (Harris)

Systema blanda Melsheimer

BROCOLI Brassica oleracea var. italica Linneo

(Cruciferaceae)

Murgantia histrionica (Hahn)

Myzus persicae (Sulzer)

Thrips tabaci Lindeman

CACAHUATE Arachis hypogaea Linneo (Leguminosae)

Atta mexicana (Smith)

Caliothrips fascuatus (Pergande)

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

CACAO Theobroma cacao Lineo (Sterculiaceae)

Aphis gossypii Glover

Atta mexicana (Smith)

Clastoptera laenata Fowler

Dysmicoccus brevipes (Cockerell)

Ferrisia virgata (Cockerell)

Hansenia pulverulenta (Guérin-Meneville)

Planococcus citri (Risso)

Selenothrips rubrocinctus (Giard)

Toxoptera auranti (Fonscolombe)

Xyleborus affinis Eichnoff

CAFE Coffea arabica Linneo y Coffea robusta (Rubiaceae)

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

- Atta mexicana (Smith)
Chloropulvinaria psidii (Maskell)
Coccus hesperidum Linneo
Coccus viridis (Green)
Corthylus nudus Schedl
Dialeurodes citri (Ashmead)
Epicaerus mexicanus Boheman
Ferrisia virgata (Cockerell)
Hansenia pulverulenta (Guérin-Meneville)
Ischnaspis longirostris (Signoret)
Leucoptera coffeella (Guérin-Meneville)
Monoflata pallescens (Stål)
Oncideres cingulata (Say)
Orthezia insignis Browne
Plagiohammus granulatus (Bates)
Planococcus citri (Risso)
Pogonomyrmex barbatus (Smith)
Pseudococcus longispinus (Targioni-Tozzeti)
Saissetia coffeae (Walker)
Saissetia oleae (Olivier)
Selenaspis articulatus (Morgan)
Stephanoderes obscurus (Fabricius)
Toxoptera aurantii (Fonoscolombe)
- CALABAZA Cucurbita pepo Linneo (Cucurbitaceae)
Acalymma fairmairei (Baly)

Acalymma vittatum (Fabricius)
Agrotis ipsilon (Hufnagel)
Anasa armigera (Say)
Anasa tristis (DeGeer)
Aphis gossypii Glover
Bermisia tabaci (Gennadius)
Brevicoryne brassicae (Linneo)
Calligrapha stillatipennis Stal
Circulifer tenellus (Baker)
Diabrotica balteata LeConte
Diabrotica undecimpunctata howardi Barber
Diaphania nitidalis (Stoll)
Eotetranychus sexmaculatus (Riley)
Epicauta carmelita Haag
Epilachna borealis (Fabricius)
Epitrix cucumeris (Harris)
Euphoria basalis Burmeister
Lytta eucera (Chevrolat)
Melittia satyriniformis Hübner
Murgantia histrionica (Hahn)
Myzus persicae (Sulzer)
Psylloides punctulata Melsheimer
Trialeurodes vaporariorum (Westwood)
Trichoplusia ni (Hübner)

CAMOTE Ipomoeae batatas Linneo (Convolvulaceae)

Bermisia tabaci (Gennadius)

Cylas formicarius elegantulus (Summers)

Metriona bicolor (Fabricius)

Stenygra histrio Serville

CAÑA DE AZÚCAR Saccharum officinarum Linneo (Gramineae)

Acigona loftini (Dyar)

Acigona morbidellus (Dyar)

Aeneolamia postica (Walker)

Blissus leucopterus leucopterus (Say)

Cholus morio Champion

Colaspis hupochlora Lefèvre

Diabrotica balteata LeConte

Diatraea considerata Heinrich

Diatraea lineolata (Walker)

Diatraea Magnifactella Dyar

Diatraea saccharalis (Fabricius)

Diatraea zeacolella Dyar

Dysmicoccus boninsis (Kuwana)

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

Buethiola humilis Burmeister

Buethiola rugiceps (LeConte)

Leptodyctia tabida (Herrich-Schäffer)

Metamasius hemipterus sericeus (Olivier)

Orthezia acapulcoa Morrison

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Remigia repanda (Fabricius)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Saccharicoccus sacchari (Cockerell)

Sipha flava (Forbes)

Sphenophorus incurrens (Gyllenhal)

Xubida dentilineatella (Barnes & McDunn)

Xyleborus affinis Eichnoff

Zeadiatreae grandiosella (Dyar)

CAPULIN Prunus capuli Cav. (Rosaceae)

Cerococcus koebelei (Cockerell)

Malacosoma incurvum var. aztecum (Neumoegen)

Megacyllene erythroa (Chevrolat)

CARTAMO Carthamus tinctorius Linneo (Compositae)

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

Heliothis zea (Boddie)

Murgantia histrionica (Hahn)

Myzus persicae (Sulzer)

Nysius ericae (Schilling)

Spodoptera exigua (Hübner)

Trichoplusia ni (Hübner)

CEBADA Hordeum vulgare Linneo (Gramineae)

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Metapolophium dirhodum (Walker)

Murgantia histrionica (Hahn)

Oligonychus mexicanus (McGregor & Ortega)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Rhopalosiphum rufiabdominalis (Sasaki)

Schizaphis graminum (Rondani)

Sitobium avenae (Fabricius)

CEBOLLA Allium cepa Linneo (Liliaceae)

Hylemya antiqua (Meigen)

Peridroma saucia (Hübner)

Thrips tabaci Lindeman

CEDRO Cupressus spp. (Pinaceae)

Phloesinus baumanni Hopkins

CENTENO Secale cereale Linneo (Gramineae)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Schizaphis graminum (Rondani)

Stobium avenae (Fabricius)

CESPED (Gramineae)

Acheta domesticus (Linneo)

CHABACANO Prunus armeniaca Linneo (Rosaceae)

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

CHAYOTE Sechium edule Sw. (Cucurbitaceae)

Aphis gossypii Glover

Bemisia tabaci (Gennadius)

Trialeurodes vaporariorum (Westwood)

CHICHARO Pisum sativum Linneo (Leguminosae)

Acalymma vittatum (Fabricius)

Acyrtosiphon pisum (Harris)

Aphis craccivora Koch

Copitarsia consueta Walker

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Diacrisia virginica (Fabricius)

Liriomyza pusilla (Meigen)

Myzus persicae (Sulzer)

CHICO-ZAPOTE Achras zapote Linneo (Sapotaceae)

Anastrepha ludens (Loew)

Anastrepha serpentina (Wiedemann)

CHILE Capsicum annum Linneo (Solanaceae)

Anthonomus eugenii Cano

Antianthe expansa (Germar)

Atta mexicana (Smith)

Diabrotica balteata LeConte
Empoasca fabae (Harris)
Epicauta ocellata (Dugés)
Epicauta pardalis LeConte
Epitrix cucumeris (Harris)
Heliothis zea (Boddie)
Liriomyza sativae Blanchard
Myzus persicae (Sulzer)
Orthezia insignis Browne
Trialeurodes vaporariorum (Westwood)

CITRICOS Citrus spp. (Rutaceae)
Aleurocanthus woglumi Ashby
Aleurothrixus floccosus (Maskell)
Aonidiella aurantii (Maskell)
Aonidiella citrina (Coquillett)
Aphis gossypii Glover
Dialeurodes citri (Ashmead)
Eotetranychus sexmaculatus (Riley)
Heliothrips haemorrhoidalis (Bouché)
Icerya purchasi Maskell
Lepidosaphes beckii (Newman)
Lepidosaphes gloverii (Packard)
Murgantia munda Stal
Parlatoria pergandii Comstock
Phyllocoptruta oleivora (Ashmead)

Pseudococcus longispinus (Targioni-Tozzeti)

Pseudococcus maritimus (Ehrhorn)

Saissetia coffeae (Walker)

Saissetia oleae (Olivier)

Selenaspis articulatus (Morgan)

Toxoptera aurantii (Fonscolombe)

Unaspis citri (Comstock)

COL Brassica olerace var. capitata Linneo (Cruciferae)

Brevicoryne brassicae (Linneo)

Capitarsia consueta Walker

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Hylemya platura (Meigen)

Leptphobia aripa Boisduval

Murgantia histrionica (Hahn)

Myzus persicae (Sulzer)

Pieris rapae (Linneo)

Plutella xylostella (Linneo)

Trichoplusia ni (Hübner)

DURAZNO Prunus persica Linneo (Rosaceae)

Aegeria exitiosa Say

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

Anastrepha ludens (Loew)

Anastrepha serpentina (Wiedemann)

Bryobia rubrioculus (Scheuten)
Caliothrips fasciatus (Pergande)
Corythuca mcelfreshi Drake
Cotinis mutabilis G. y P.
Eotetranychus sexmaculatus (Riley)
Eriosoma lanigerum (Hausmann)
Hemiberlesia lataniae (Signoret)
Laspeyresia pomonella (Linneo)
Myzus persicae (Sulzer)
Quadraspidotus perniciosus (Comstock)

FRIJOL Phaseolus vulgaris Linneo (Leguminosae)

Acalymma trivittatum (Mannerheim)

Acalymma vittatum (Fabricius)

Acrosternum marginatum (Pal. de Beauv.)

Acyrtosiphon pisum (Harris)

Agrotis ipsilon (Hufnagel)

Alabama argillacea (Hübner)

Altica patruelis (Harold)

Aphis fabae Scopoli

Aphis gossypii Glover

Aphis rumicis Linneo

Apion godmani Wagner

Atta mexicana (Smith)

Bemisia tabaci (Gennadius)

Caliothrips fasciatus (Pergande)

Calipthrips phaseoli (Hood)
Calligrapha labyrinthica Stal
Cerotoma ruficornis Olivier
Chlorochroa ligata (Say)
Circulifer tenellus (Baker)
Colaspis hypochlora Lefèvre
Diabrotica balteata LeConte
Diabrotica undecimpunctata howardi Barber
Diacrisia virginica (Fabricius)
Diphaulaca aulaca Olivier
Elasmopalpus lignosellus (Zeller)
Empoasca fabae (Harris)
Epicauta cinerea (Forster)
Epicauta corvina LeConte
Epicauta lemniscata (Fabricius)
Epicauta maculata (Say)
Epicauta nigra Dugés
Epilachna borealis (Fabricius)
Epilachna varivestis Mulsant
Estigmene acraea (Drury)
Heliothis zea (Boddie)
Hylemya antiqua (Meigen)
Hylemya platura (Meigen)
Lyriomyza pusilla (Meigen)
Lytta ebenina (Dugés)
Macroductylus mexicanus Burmeister

Macrohaltica amethystina (Olivier)

Murgantia histrionica (Hahn)

Myzus persicae (Sulzer)

Plathypena scabra (Fabricius)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Pyrota quadrimervata (Herr. & Mend.)

Pyrota rugulpennis Gorham

Raparma melanospila (Guérin)

Spodoptera frugiperda (Smith)

Tetranychus urticae Koch

Thrips tabaci Lindeman

Trialeurodes vaporariorum (Westwood)

Trichoplusia ni (Hübner)

Urbanus proteus (Linneo)

Xenochalepus signaticollis (Baly)

GARBANZO Cicer arietinum Linneo (Leguminosae)

Spodoptera exigua (Hübner)

JITOMATE Lycopersicum esculentum Mill. (Solanaceae)

Acalymma trivittatum (Mannerheim)

Acrosternum marginatum (Pal. de Beauv.)

Aculops lycopersici (Masse)

Antianthe expansa (Germar)

Bermisia tabaci (Gennadius)

Cerotoma ruficornis Olivier

Circulifer tenellus (Baker)
Cyrtopeltis notatus (Distant)
Diabrotica balteata LeConte
Epicauta lemniscata (Fabricius)
Epicauta ocellata (Dugés)
Epitrix cucumeris (Harris)
Frankliniella tritici (Fitch)
Heliothis virescens (Fabricius)
Keiferia lycopersicella (Walshingham)
Lema nigrovittata Guérin
Leptinotarsa decemlineata (Say)
Leptoglossus phyllopus (Linneo)
Leptoglossus zonatus (Dallas)
Liriomyza sativae Blanchard
Loxostege similalis Guenée
Manduca quinquemaculata (Haworth)
Manduca sexta (Linneo)
Murgantia histrionica (Hahn)
Myzus persicae (Sulzer)
Nezara viridula (Linneo)
Phthorimaea operculella (Zeller)
Phyrdenus muriceus Germar
Puto lasiorum (Cockerell)
Spodoptera exigua (Hübner)
Systema blanda Melsheimer
Thrips tabaci Lindeman

Trialeurodes vaporariorum (Westwood)

LIMON Citrus limon (Linneo) (Rutaceae)

Aleurocanthus woglumi Ashby

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

Anastrepha ludens (Loew)

Chrysomphalus aonidum (Linneo)

Coccus hesperidum Linneo

Icerya purchasi Maskell

Orthezia insignis Browne

Phyllocoptruta oleivora (Ashmead)

Planococcus citri (Riso)

MAIZ Zea mays Linneo (Gramineae)

Acalymma vittatum (Fabricius)

Acigona loftini (Dyar)

Aeneolamia postica (Walker)

Agallia barretti Ball

Agrotis malefida Guenée

Agrotis subterranea (Fabricius)

Alabama argilacea (Hübner)

Atta mexicana (Smith)

Blissus leucopterus leucopterus (Say)

Chlorochroa ligata (Say)

Colaspis hypochlora Lefèvre

Cotinis mutabilis G. y P.

Diabrotica balteata LeConte
Diabrotica undecimpunctata howardi Barber
Diatraea considerata Heinrich
Diatraea lineolata (Walker)
Diatraea magnifactella Dyar
Diatraea saccharalis (Fabricius)
Diatraea zeacolella Dyar
Elasmopalpus lignosellus (Zeller)
Empoasca fabae (Harris)
Epicauta nigra Dugés
Epicauta ocellata (Dugés)
Estigmene acraea (Drury)
Euetheola humilis Burmeister
Geraeus senilis (Gyllenhal)
Gryllus assimilis (Fabricius)
Heliothis zea (Boddie)
Hylemya platura (Meigen)
Hyles lineata (Fabricius)
Iridomyrmex humilis (Mayr)
Leptodyctia tabida (Herrich-Schäffer)
Macroductylus mexicanus Burmeister
Macroductylus virens Bates
Melanoplus differentialis (Thomas)
Nezara viridula (Linneo)
Nicentrites testaceipes (Champion)
Nysius ericae (Schilling)

Oligonychus mexicanus (McGregor & Ortega)

Oligonychus stickneyi (McGregor)

Peridroma saucia (Hübner)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Pyrophorus pellucens Eschscholtz

Remigia repanda (Fabricius)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Schizaphis graminum (Rondani)

Sogatodes cubana (Crawford)

Sphenophorus cariosa (Olivier)

Spodoptera exigua (Hübner)

Spodoptera frugiperda (Smith)

Spodoptera ornithogalli (Guenée)

Tetranychus urticae Koch

Zediatraea grandiosella (Dyar)

MAGUEY MEZCALERO Agave tequilana Weber (Agavaceae)

Aegiale hesperiaris (Walker)

Acutaspis agavis (Townsend & Cockerell)

Cossus redtenbacheri (Hamm)

Scyphophorus acupunctatus Gyllenhal

Strategus julianus Burmeister

MANGO Mangifera indica Linneo (Anacardiaceae)

Aleurocanthus woglumi Ashby

Anastrepha fraterculus (Wiedemann)

- Anastrepha ludens (Loew)
Anastrepha obliqua (Macquart)
Anastrepha serpentina (Wiedemann)
Anastrepha striata Schiner
Chrysomphalus aonidum (Linneo)
Coccus hesperidum Linneo
Eriophyes mangiferae (Sayed)
Ferrisia virgata (Cockerell)
Hansenia pulverulenta (Guérin-Meneville)
Ischnaspis longirostris (Signoret)
Kilifia acuminata (Signoret)
Lepidosaphes beckii (Newman)
Lepidosaphes gloverii (Packard)
Membracis mexicana (Guérin)
Planococcus citri (Risso)
Protopulvinaria mangiferae (Green)
Selenaspis articulatus (Morgan)
Selenothrips rubrocinctus (Giard)
- MANZANO Pyrus malus Linneo (Rosaceae)
Anastrepha fraterculus (Wiedemann)
Bryobia rubrioculus (Scheuten)
Cerococcus hoebelei (Cockerell)
Eriophyes pyri Pagenstecher
Eriosoma lanigerum (Hausmann)
Hyphantria cunea (Drury)

Laspeyresia pomonella (Linneo)
Macroductylus mexicanus Burmeister
Macroductylus virens Bates
Magacyllene erythropha (Chevrolat)
Quadraspidiotus perniciosus (Comstock)
Rhagoletis pomonella (Walsh)

NARANJO Citrus aurantium Linneo (Rutaceae)

Acanthocephala granulosa Stal
Achylodes pallida (Felder)
Aleurocanthus woglumi Ashby
Anastrepha fraterculus (Wiedemann)
Anastrepha ludens (Loew)
Anastrepha obliqua (Macquart)
Anastrepha serpentina (Wiedemann)
Chlorochroa ligata (Say)
Chrysomphalus aonidum (Linneo)
Coccus hesperidum Linneo
Coccus viridis (Green)
Dendrobias mandibularis Serville
Gonodonta bidens tenebrosa Todd
Icerya purchasi Maskell
Kilifia acuminata (Signoret)
Leptoglossus zonatus (Dallas)
Myelois venipars Dyar
Orthezia insignis Browne

Papilio cresphontes Cramer

Planococcus citri (Risso)

NOPAL Opuntia ficus-indica Linneo (Cactacea)

Acrobypia pleurodella Walshingham

Asphondylia opuntiae Felt

Cactophagus spinolae (Gyllenhal)

Cylindrocopturus biradiatus Champion

Cylindrocopturus ganglbaueri (Heller)

Dactylopius ceylonicus Green

Dactylopius coccus (Costa)

Diaspis echinocacti (Bouché)

Moneilema rugosipennis Fisher

Moneilema variolaris Thompson

Olycella nephelepasa (Dyar)

Opuntiaspis philococcus (Cockerell)

PAPA Solanum tuberosum Linneo (Solanaceae)

Acalymma trivittatum (Mannerheim)

Acyrtosiphon pisum (Harris)

Agrotis ipsilon (Hufnagel)

Copitarsia consueta (Walker)

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Empoasca fabae (Harris)

Epicaerus cognatus Sharp

Epicauta corvin LeConte
Epicauta maculata (Say)
Epicauta pardalis LeConte
Epitrix cucumeris (Harris)
Epitrix hirtipennis (Melsheimer)
Epitrix subcrinita LeConte
Feltia annexa (Treitschke)
Gryllus assimilis (Fabricius)
Hylemya platura (Meigen)
Lema nigrovittata Guérin
Leptinotarsa decemlineata (Say)
Leptoglossus zonatus (Dallas)
Liriomyza pusilla (Meigen)
Macrosiphum solanifolii (Ashmead)
Macrosteles fascifrons (Stal)
Murgantia histrionica (Hahn)
Myzus persicae (Sulzer)
Nysius ericae (Schilling)
Paratrioza cockeerelli Sulc
Phenacoccus gossypii Townsend & Cockerell
Phthorimaea operculella (Zeller)
Phyrdenus muriceus Germar
Spodoptera exigua (Hübner)
Spodoptera frugiperda (Smith)
Spodoptera ornithogalli (Guenée)
Trialeurodes vaporariorum (Westwood)

Trichobaris trinotata (Say)

Trichoplusia ni (Hübner)

Urbanus proteus (Linneo)

PASTOS (Gramineae)

Aeneolamia postica (Walker)

Antonina graminis (Maskell)

Melanoplus femur-rubrum (DeGeer)

Peridroma saucia (Hübner)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Remigia repanda (Fabricius)

Spodoptera frugiperda (Smith)

SORGO Sorghum vulgare Pers. (Gramineae)

Acigona loftini (Dyar)

Caliothrips phaseoli (Hood)

Contarinia sorghicola (Coquillett)

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Diatraea saccharalis (Fabricius)

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

Estigmene acraea (Drury)

Gryllus assimilis (Fabricius)

Heliothis zea (Boddie)

Nezara viridula (Linneo)

Peridroma saucia (Hübner)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Schizaphis graminum (Rondani)

Sitobium avenae (Fabricius)

Sogatodes cubana (Crawford)

Spodoptera exigua (Hübner)

Spodoptera frugiperda (Smith)

Zeadiatraea grandiosella (Dyar)

SOYA Glycine max Linneo (Leguminosae)

Acalymma vittatum (Fabricius)

Caliothrips phaseoli (Hood)

Cerotoma ruficornis Olivier

Colaspis hypochlora Lefèvre

Diabrotica balteata LeConte

Diabrotica undecimpunctata howardi Barber

Diphaulaca aulica Olivier

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

Empoasca fabae (Harris)

Epilachna varivestis Mulsant

Estigmene acraea (Drury)

Gryllus assimilis (Fabricius)

Liriomyza satuvae Blanchard

Loxostege similalis Guenée

Nezara viridula (Linneo)

Plathypena scabra (Fabricius)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Pseudoplusia includens (Walker)

Sitona flavescens Marsham

Spissistilus festinus (Say)

Spodoptera exigua (Hübner)

Spodoptera frugiperda (Smith)

Urbanus proteus (Linneo)

TRIGO Triticum vulgare Linneo (Gramineae)

Agrotis ipsilon (Hufnagel)

Blissus leucopterus leucopterus (Say)

Chlorochroa ligata (Say)

Diabrotica balteata LeConte

Frankliniella tritici (Fitch)

Gryllys assimilis (Fabricius)

Limothrips cerealium (Haliday)

Melanoplus differentialis (Thomas)

Metapolophium dirhodum (Walker)

Nysius ericae (Schilling)

Peridroma saucia (Hübner)

Petrobia latens (Müller)

Pseudaletia unipuncta (Haworth)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

Rhopalosiphum rufiabdominalis (Sasaki)

Schzaphis graminum (Rondani)

Sitobium avenae (Fabricius)

ZACATE BERMUDA Cynodon dactylon (Linneo) (Gramineae)

Schizaphis graminum (Rondani)

ZACATE SUDAN Sorghum sudanense Stapf. (Gramineae)

Contarinia srghicola (Coquillett)

Rhopalosiphum maidis (Fitch)

ZANAHORIA Daucus carota Linneo (Umbelliferae)

Aphis fabae Scopoli

2.4 Descripción de las plagas más representativas de la Agronomía en la República Mexicana

2.4.1 La Mosca del Mediterráneo (Ceratitis capitata Weld.)

La Mosca del Mediterráneo Ceratitis capitata Wied, es una plaga que los entomólogos consideran entre las más perjudiciales que se conocen, pues ataca aproximadamente a 200 especies de plantas hospederas incluyendo hortalizas y numerosos frutos de pericarpio blando.

Se sabe que este insecto es originario de Africa Tropical, pero su fácil adaptación a diversas condiciones de clima lo hacen todavía más peligroso porque puede vivir en diferentes regiones faunísticas del mundo.

De acuerdo con los estudios realizados por diferentes entomólogos, se ha determinado que el ciclo de vida de la Mosca del Mediterráneo comprende aproximadamente un mes; en estado adulto, es decir como mosca, puede vivir de 30 a 50 días y su tamaño es menor que el tamaño de una mosca doméstica. Las larvas son las que causan el perjuicio, debido a que se alimentan en los frutos, ocasionando su pudrición y originando cuantiosas pérdidas a los agricultores de los países infestados.

Para México la presencia de esta plaga significaría enormes pérdidas por daños causados a cítricos, jitomate, piña, melón, sandía, café y plátano, pues estos productos son fuente de divisas para nuestro país; además se privaría

a la población de México del consumo de frutos frescos y sanos, aparte de sobrecargar los costos de producción por el esfuerzo que tendría que realizar el agricultor al combatirla directamente para proteger sus cosechas.

2.4.2 Filoxera de la Vid (Pemphigus vitiofolii)

La Filoxera de la Vid es nativa del este de las Montañas Rocallosas (E.U.A.); fue descubierta en 1854 por Asa Fitch en hojas de parras silvestres y al descubrirla le dio el nombre de Pemphigus vitiofolii.

En México se ha observado en vides silvestres en los estados de Guerrero y Veracruz y las primeras infestaciones en viñedos establecidos se reportaron en el año de 1895, confirmándose posteriormente su presencia en 1906. En años subsecuentes se ha conocido su incidencia en viñedos de los estados de Coahuila, Querétaro y Guanajuato, y ahora está comprobada su existencia en algunos viveros y viñedos del estado de Aguascalientes.

La filoxera es un insecto con una biología muy complicada, que imprime características especiales de tipo morfológico y fisiológico a las 4 formas principales que definen su vida y ellas son:

- La forma radicícola o devastadora.
- La forma galícola o multiplicadora.

- La forma alada o colonizadora.
- La forma sexuada o regeneradora.

Los nombres aplicados a estas formas han sido muy acertados pues la radicícola pone de 1 a 100 huevos y por los daños que ocasiona en las raíces es la destructora por excelencia; es la única que se ha detectado en los viveros y viñedos comerciales, incluso los ubicados en las áreas infestadas. La galícola pone de 500 a 600 huevecillos, por lo cual se le reconoce como la forma multiplicadora; afortunadamente en los viñedos mexicanos carece de importancia. La alada pone de 6 a 8 huevos siendo la fundadora de colonias y por último la sexuada que sólo produce un huevo. Poco se conoce en relación con el comportamiento de estas dos últimas formas en nuestras zonas vitícolas. Las tres primeras formas son "agámicas", es decir, no se requiere el acoplamiento de la hembra y el macho, en cambio en la última es indispensable la copulación para producir el único huevo fértil que constituye el punto de partida y la terminación del ciclo evolutivo.

Este huevecillo lo deposita la hembra en la madera de dos años de edad de la planta y en la parte aérea. Es de color amarillo verdoso, cilíndrico y provisto de un pedicelo que le sirve para fijarse, recién puesto, su tamaño varía de 0.1 mm a 0.25 mm, y al entrar la primavera toma un color ambarino brillante duplicando su tamaño debido al desarrollo del embrión.

La forma radicícola vive en la raíz; se caracteriza porque tiene una serie de tubérculos salientes, dispuestos en cuatro líneas paralelas sobre el dorso. La filoxera joven nacida en la primavera del huevo de invierno y la que procede del huevo de verano, es más ágil que los adultos, tiene las patas y las antenas más largas; en ambos casos clava su aparato bucal chupador en los tejidos de la raíz para alimentarse, y después de mudar tres veces llega a su completo desarrollo recibiendo el nombre de hembra ponedora; es áptera, "agámica" o "partenogenética" y llega a depositar en las mismas raíces un promedio de 30 huevos en 5 o 6 días; de estos huevos conocidos como de verano, salen a los 9 días nuevos individuos y así sucesivamente dan nuevas generaciones hasta el otoño, presentándose 6 generaciones o más, de abril a octubre. En condiciones óptimas una hembra ponedora puede depositar varios miles de individuos de su descendencia.

Al llegar el invierno la filoxera suspende su desarrollo, busca lugar apropiado para protegerse y aún cuando clava su aparato bucal en los tejidos, no se alimenta, permanece inmóvil, aletargada, hasta la próxima primavera. Esta es la fase invernante que resiste temperaturas muy bajas, los huevos de otoño que no llegan a eclosionar pierden su vitalidad en invierno. La forma radicícola es la única que puede llegar a ocasionar la muerte de la planta.

La forma galícola o multiplicadora es semejante a la anterior, pero un poco más pequeña y carece de tubérculos en el dorso; de los insectos nacidos de los huevos de invierno que no emigran a la raíz, se dirigen a las hojas tiernas picándolas en la parte superior con su aparato bucal y provocando una depresión que corresponde a una agalla de 2 a 3 mm, proyectada hacia la parte inferior; en esta agalla se encierra para convertirse en madre ponedora después de mudar tres veces; se presentan de seis a ocho generaciones al año. Al llegar el invierno la madre ponedora muere y las filoxeras jóvenes emigran a la raíz para convertirse en radicícolas.

Las vides americanas son susceptibles a la forma galícola, particularmente las Riparias silvestres; en las variedades europeas puede haber individuos de la forma galícola sin formar agallas y las que nacen de los huevos invernantes emigran a la raíz.

La forma alada o colonizadora.- Se observa a fines de junio en climas cálidos, cuando individuos jóvenes de la radicícola sufren una transformación, pues en las partes laterales del tórax se forman hinchazones que corresponden a las alas rudimentarias de color negro, contrastantes con el color amarillo oro de la filoxera; después de pasar cuatro mudas se transforma en adulto y así dura de 7 a 8 días para dirigirse después de la raíz a la cepa aprovechando las grietas de la tierra y en el término de 9 a 10

horas le salen las alas; si el suelo es arenoso este cambio se puede realizar en la raíz; el adulto alado mide 2 mm. de largo, tiene antenas largas, ojos múltiples, mesotórax negro y sus cuatro alas transparentes.

Emigran a otra cepa y se fija en la cara interior de las hojas tiernas en donde pone de 2 a 8 huevos en el término de 24 horas y muere. A pesar de tener alas grandes su vuelo es corto y su diseminación es de varios cientos de metros, pero si sopla viento el insecto puede ser transportado a grandes distancias.

La forma sexuada o regeneradora es la única en que aparecen los sexos y dan origen al huevo de invierno. Es muy pequeña, pues la hembra mide 0.6 mm. y el macho 0.5 mm. llevando la hembra un sólo huevo que depositan en las hendiduras de la madera de dos años. El macho, según algunos autores, puede fecundar a varias hembras. Estos individuos son ápteros y carecen de aparato digestivo, por lo tanto no se alimentan y su vida es de corta duración.

Cómo se propaga la filoxera.- En condiciones favorables, unos cuantos individuos pueden infestar grandes zonas en poco tiempo. Se propaga de las siguientes maneras: por la forma alada cuando ésta existe; las formas ápteras se desplazan a través de las hendiduras o agrietamientos de raíz a raíz, o al salir a la superficie pueden ser arrastradas por el viento, el agua, las suelas de los

zapatos de los trabajadores, equipos de labranza, etc.

2.4.3 La Mosca Mexicana (Anastrepha ludens Loew)

La mosca mexicana de la fruta Anastrepha ludens Loew, se encuentra ampliamente distribuida en México y en la América Central, causando daños de gran importancia económica sobre diferentes frutales.

Los muestreos realizados especialmente sobre huertos de cítricos y mango así lo han atestiguado, ya que invariablemente ha sido localizada causando perjuicios graves en la producción, sobre la que se han determinado en numerosos casos, situaciones que pueden considerarse de verdadero desastre.

Causando daños de importancia económica en la fruticultura se tiene una diversidad de moscas, particularmente de la familia Trypetidae, la cual incluye diferentes especies diseminadas en muy diversos lugares del universo y algunas ocupan un lugar preponderante por la severidad de su ataque.

La mosca en su apariencia es de tamaño algo mayor que la "casera", de color pardo amarillento, y se caracteriza por sus alas, las que, a semejanza de otros géneros de esta familia, son transparentes y con manchas típicas de color café claro, como son la banda costal, la banda en "s" y la banda en "v".

El tórax también es café con franjas longitudinales amarillentas, el abdomen pardo, insertándose en él un ovipositor relativamente grande, que permite diferenciar el sexo del insecto. Se supone que la hembra está capacitada para ovipositar en condiciones normales incluso después de transcurrir un período de 10 meses de inactividad reproductiva.

La hembra, una vez que ha sido fecundada, inicia su actividad reproductiva depositando dentro de los frutos un número variable de huevecillos, mediante la inserción del ovipositor a través de los tejidos superficiales (pericarpio). El número de huevecillos depositados por fruto se estima de 2 a 10, sin embargo, debido a que la misma perforación puede ser aprovechada por otras moscas para un fin común, es probable que un fruto pueda recibir un número de huevecillos mayor al citado.

En términos generales una hembra tiene la posibilidad de efectuar una o varias oviposiciones, ya que su producción de huevecillos alcanza cifras que fluctúan entre 500 a 1000 y las realiza durante varios días en diferentes frutos y árboles.

Los huevecillos son delgados y alargados, de un color que varía de blanco sucio a verde grisáceo; la incubación difiere en relación a las condiciones del medio, comprendiendo períodos de 5 a 20 días. Temperaturas medias de 25

a 30°C, favorecen no sólo la incubación, sino también el desarrollo integral del ciclo.

LARVA.- Al terminar el ciclo de incubación del huevecillo dentro del fruto, nace una larva de color blanco amarillento sucio o blanco cremoso, que inicia su crecimiento comiendo y perforando la pulpa. Este daño altera las condiciones normales de desarrollo del fruto provocando su caída; en estas condiciones las larvas terminan su último estadio, alcanzan aproximadamente 6 mm. de longitud y en seguida abandonan el fruto para continuar su ciclo de vida en un pupario dentro del suelo.

El período de tiempo que requiere el insecto para completar su fase larvaria puede variar de 10 a 90 días dependiendo, como ya se indicó, de las condiciones que prevalezcan en el ambiente.

PUPA.- En la realización de la última fase del ciclo evolutivo por el que pasa la mosca para alcanzar la fase de adulto, se requiere de un tiempo que puede ser muy corto o muy largo, según la época del año en que se realice y las condiciones ambientales del momento, considerándose desde 10 hasta 60 días.

Resumiendo, puede considerarse que el proceso evolutivo de la mosca de la fruta, es más corto en los lugares de clima tropical en los cuales su duración puede ser de 30 días, dadas las condiciones favorables que ahí se presentan.

2.4.4 Escama Algodonosa de los Pastos (Antonina graminis Mask)

Insecto tan perjudicial en su ataque que en casos de gran infestación llega a secar completamente las variedades de pastos más susceptibles.

Uno de los problemas es la dificultad de su control químico, por su estructura morfológica, consistente en un capuchón o cocón ceroso que la cubre e impide la penetración del insecticida. Existe en su ciclo biológico un estadio (ninfa de 1 a 4 días) en el cual el insecto puede ser afectado por los compuestos químicos y es factible entonces a su control, pero debemos saber que en cualquier momento del año, por factores de biología y generaciones sucesivas del insecto, se encuentran ninfas y una gran cantidad de adultos al mismo tiempo, dificultando enormemente el control efectivo y desde luego el abatimiento de la densidad poblacional que se encuentre en el terreno al momento de las aplicaciones.

El insecto es de forma oval, color rojo vino, midiendo de 2 a 4 mm. de longitud, en estado adulto; se cubre con una capa algodonosa que se despega fácilmente. El rostro o pico y el filamento tubular respiratorio salen por abertura de la membrana; el cuerpo es blando y membranoso con el extremo posterior esclerotizado, sus antenas están atrofiadas a 2 o 3 segmentos y en el lugar donde la ninfa poseía una pata queda una pequeña oquedad. Los orificios estomacá-

ticos y genital están cubiertos por un polvo harinoso.

Los huevos son oblongos, ovales y lisos, las ninfas son también ovales, color crema y con tintes purpúreos, dando la apariencia de pequeñas arañitas, y poseyendo antenas bien desarrolladas y tres pares de patas.

Esta plaga tiene la particularidad de ser partenogenética y ovovivípara, por lo cual emergen por el conducto genital pequeñas ninfas que al principio dan la apariencia de no poder caminar queriéndolo hacer por contracciones del abdomen, pero a los pocos minutos de su aparición presentan una gran movilidad desplazándose de un lugar a otro hasta encontrar un lugar del pasto donde fijarse y empezar su alimentación: por lo regular esta movilidad dura 4 días. Al fijarse van perdiendo paulatinamente las patas y antenas procediendo después a cubrirse de una capa algodonosa que la aísla del medio ambiente a excepción del pico chupador y el tubo por donde efectúa sus secreciones. En el lapso de un mes llega a su estado adulto empezando de inmediato a reproducirse, durando esta reproducción hasta 3 meses. No se sabe específicamente el número de generaciones al año por influir bastante la región y clima del lugar en que se encuentra, siendo para el norte de Veracruz 2 generaciones, mientras que para la parte sur del mismo Estado son 4 generaciones al año.

2.4.5 El Gusano Barrenador de la Piña (Theda sp.)

HUEVECILLO.- Es de color verde cremoso, su superficie presenta numerosas celdillas pentagonales que en conjunto le dan el aspecto de un pequeño panal; es ligeramente aplanado en sus bases y mide en promedio 0.84 mm de diámetro. Presenta además una depresión característica en su base superior; esta depresión adquiere un color ligeramente rosado al aproximarse la eclosión del huevecillo. Son depositados en las pequeñas brácteas y flores de la piña en formación.

PRIMER ESTADO LARVARIO.- Un día después de su nacimiento las larvas miden 2 mm de largo por 0.4 mm de ancho, la cápsula cefálica tiene 0.2 x 0.3 mm de largo y ancho, respectivamente.

Al nacer, la pequeña larva tiene una coloración blanca cremosa, con la cabeza ligeramente más oscura, el cuerpo tiene numerosas setas, blancas y café-oscuras; las primeras miden de 0.4 a 0.5 mm de largo y las segundas, la tercera parte.

Al emerger, la larva destruye la parte superior del corión, quedando el resto adherida a la hoja; la pequeña larvita camina durante cierto tiempo y después se introduce al interior del fruto, en la base de las flores; al aproximarse la primera muda se inmoviliza y no come. Este primer estado tiene una duración promedio de 4.2 días.

SEGUNDO ESTADO LARVARIO.- Un día después de la primera muda el cuerpo mide 4 x 0.9 mm de largo y ancho, respectivamente y la cabeza mide 0.4 x 0.6 mm de largo y ancho, respectivamente.

Recién mudada, la larva es de color blanco o ligeramente rosada, con la cabeza café claro, en la piel se le empieza a notar una ligera mancha en el primer estado y miden 1.5 mm; las setas negras miden 0.46 mm. En esta fase de su vida, a la larva se le notan pequeños espiráculos de color blanco y contorno negro, en el primer segmento torácico y en los primeros 6 segmentos abdominales. En esta edad de la larva se notan ya en la superficie exterior de la piña los excrementos que son arrojados desde el interior de la galería por donde penetró y en donde se encuentra viviendo la larva. El segundo estado dura en promedio 4 días.

TERCER ESTADO LARVARIO.- Al segundo día después de la muda, las larvas miden 13.7 x 3.2 mm de largo y ancho; la cápsula cefálica tiene 0.9 x 1.2 mm de largo y ancho.

Se observan 9 pares de espiráculos en el primer segmento torácico y en los primeros 8 segmentos abdominales.

Las setas grandes son de color blanco y las pequeñas café claro; la piel es cada vez más rugosa, con bandas no bien definidas, de color crema y con las uniones entre ellas de aspecto más claro. En esta fase de su vida la

larva crece considerablemente; es decir, tres veces más que en el estado anterior, y es cuando efectúa el mayor daño al fruto. El tercer estado dura en promedio 3.8 días.

CUARTO ESTADO LARVARIO.- Al segundo día de la muda miden 20 x 6 mm de largo y ancho y la cápsula cefálica 1.5 x 2.1 mm de largo y ancho, respectivamente. Las setas son de aspecto más pequeño que en los estados anteriores, y aparentemente todas de color blanco; la piel es rugosa y de color rosado, con dos bandas dorso-abdominales de color rosado intenso, a los lados del área medio dorsal; esto le da un aspecto rojo a las larvas. El ocularium está constituido en este aspecto por cinco facetas en semicírculo.

La larva cuenta con 5 pares de patas abdominales situadas en el 3, 4, 5, 6 y 10 segmentos abdominales. Los ganchos de las falsas patas están colocados en forma uniserial triordinal, en mesoserie interrumpida. Además, en la partedorsal del séptimo segmento abdominal, se encuentra una abertura característica que es la salida de una glándula.

Los espiráculos siguen siendo de contorno negro con el fondo blanco y el centro ligeramente oscuro. En este período de su vida las larvas alcanzan su mayor estado. El cuarto estado tiene una duración promedio de 6 días.

De acuerdo con las observaciones anteriores, la larva

tiene cuatro estados larvarios con una duración total de 18 días en promedio; tiempo suficiente para destruir completamente a la piña. Los frutos dañados se ven totalmente deformes, con agujeros, con gran cantidad de excremento y una exudación gomosa. Es importante mencionar que frecuentemente hay más de una larva por piña.

Uno o 4 días antes de pupar, reducen su actividad, el cuerpo se torna de aspecto marcadamente rugoso y reducen su tamaño; también la coloración roja se hace más tenue, adquiriendo una coloración rosa pálido, y se salen del fruto para pupar en las hojas secas de la base de la planta o en el suelo.

PUPA.- Mide 13.5 x 5.5 mm de largo y ancho, respectivamente. Recién formada es de una coloración blanco cremosa, con manchas oscuras en el dorso de los segmentos abdominales 1, 2 y 3; y después de unas 3 a 4 horas, va tomando una coloración café claro; cuando se aproxima a la emergencia del adulto, se torna a una coloración café oscuro, y el cuerpo está cubierto por pequeñas setas de color blanco. El estado de pupa es de 10.1 días en promedio.

ADULTO.- Es una mariposita que mide 3 cm de extremo a extremo con las alas extendidas, su coloración es gris oscura en la parte dorsal del cuerpo y la cara superior de las alas, y blanco en la parte ventral del cuerpo; la cara inferior de las alas es gris claro con una serie

de manchas rojizas paralelas y cercanas al borde de las alas. Presenta una prolongaciones en el margen apical de las alas inferiores. En los adultos se observó una duración en promedio de vida de 7 días. Son de hábitos diurnos y se les observa volando sobre los piñales a cualquier hora del día. Se alimentan a base del jugo en fermentación de las piñas.

2.4.6 El Gusano Perforador de la Hoja del Algodonero (Bucculatrix thurberiella Busck)

El perforador de la hoja del algodón es de metamorfosis completa, es decir, pasa por cuatro formas: huevo, larva, pupa o crisálida y adulto.

HUEVO.- El huevecillo recién ovipositado es de color blanco lechoso, alargado, con 8 a 11 estriás longitudinales y mide más o menos 0.1 mm de diámetro por 0.3 mm de altura, terminando en punta roma, es visible a simple vista; con lupa se observan mejor todos sus detalles; dichos huevecillos se encuentran tanto sobre el haz como en el envés de las hojas, principalmente en hojas tiernas. Al tercer día sale una pequeña larva que se introduce entre la hoja.

PRIMER ESTADIO LARVARIO.- En cuanto sale la larva del huevecillo, comienza a horadar en las hojas una mina, de la que se alimenta durante 48 horas, en cuyo período

sufre dos mudas quedándose la piel dentro de la mina, la que en forma sinuosa se extiende, ensanchándose desde su principio, la larva es de color amarillento cristal y mide aproximadamente 0.1 mm de longitud.

SEGUNDO ESTADIO.- Al salir de la mina, la larva se alimenta durante 24 horas, de la superficie del envés de la hoja, es de color gris y mide aproximadamente 2 mm de longitud.

TERCER ESTADIO.- Al terminar las 24 horas del segundo estadio, entra en un período de reposo durante un día, encerrándose debajo de un tejido sedoso que ella misma elabora, colocándose dentro, doblada en forma de herradura o "U" con las patas hacia arriba, en este estado de letargo es completamente inmóvil, aunque se le descubra, se le moleste o se le saque de su celda, permanece indiferente. La larva es visible a través de la tela que la cubre, en este estado de reposo sufre una tercer muda.

CUARTO ESTADIO.- Al salir de la herradura, se alimenta muy vorazmente dejando más grandes las perforaciones de las hojas, en este estadio dura 48 horas, es de color gris, con las pleuras ligeramente amarillas, tiene dos hileras de puntos negros a lo largo del cuerpo en la parte dorsal, localizándose un par de ellos en el margen delantero de cada segmento, inmediatamente abajo de estos puntos se encuentra una hilera de 6 tubérculos setales prominentes,

de color blanquecino y extendiéndose de lado a lado, una segunda hilera de tubérculos similares a los anteriores, situados más o menos a la mitad de cada segmento. La piel es rugosa y el octavo segmento se encuentra sombreado por una mancha negruzca; la cabeza es de color ligeramente ocre con manchas o puntos oculares negros y las partes del aparato bucal de un color café rojizo. Las patas son de color café oscuro y las falsas patas se localizan en el 3o, 4o, 5o, 6o y 10o segmentos abdominales. Al finalizar las 48 horas de la larva se transforma en pupa.

PUPA.- Este es un capullo elaborado por la misma larva para encerrarse en ella y transformarse en adulto o sea en mariposilla. El capullo o pupa es de un color amarillo ocre con dorso ligeramente más claro, mide de 6 a 7 mm de longitud. La larva forma la pupa de preferencia en el tronco y brazos de la planta, peciolo de las hojas entre las nervaduras del limbo, aún entre la tierra y plantas hospederas.

ADULTO.- Es una palomilla de hábitos nocturnos, su color es blanco, con antenas largas casi del tamaño del cuerpo, en estado de reposo mide aproximadamente 7,8 mm, y alrededor de 10 mm de punta a punta de las alas cuando están abiertas. Comienza a ovipositar dos días después de haber emergido de la crisálida, pone de 70 a 150 huevecillos, depositándolos diseminadamente en las hojas más

tiernas, así como en las hojitas de los papalotes.

Se ha observado que el tiempo seco y caluroso, lo cual sucede después de los 30 días de nacido el algodnero, el calor sube gradualmente desde el mes de abril hasta el de agosto, meses de mayor desarrollo y fructificación de la planta del algodnero, en cuyo tiempo el perforador se multiplica más rápidamente al grado que con cualquier pequeño descuido en el combate se presenta la caída de cuadros en floración y bellotitas recién formadas, que en un período de 50 a 60 días más podrían madurar y abrirse para ser pizcadas. En este estado de fructificación en que se encuentra la planta a fines de agosto, debe estimarse el grado de infestación del perforador o cualquier otra plaga, para determinar si es costeable continuar el combate.

2.4.7 Palomilla de la Manzana (Carpocapsa pomonella L.)

Es una plaga muy importante del manzano pero también infesta al membrillo, pera, nuez y otros frutos.

Está presente a todo lo largo de las zonas manzaneras del mundo y en México en los estados de Chihuahua, Durango y Coahuila.

DAÑOS.- Estos consisten en que las larvas al comer barrenan el interior de los frutos y hacen galerías en

todas direcciones. A menudo también se alimentan de las semillas.

DESCRIPCION.- Los huevecillos son blancos, redondos, aplanados y de un milímetro de diámetro aproximadamente. Las larvas son de color rosado con la cabeza café oscuro y al terminar su desarrollo miden alrededor de 18 mm de longitud; pueden soportar temperaturas de 3.5°C. Pupan en un capullo que fabrican y pegan en la corteza del tronco de los árboles, entre la hojarasca, las piedras y otros lugares de protección. El adulto es una mariposa de 12.5 a 18 mm de amplitud de las alas, de color gris con una mancha cobriza y brillante en la punta de las alas superiores las que además, están provistas de bandas onduladas transversales de color café y ello las permite confundirse con las ramas o el tronco del árbol en donde reposan.

BIOLOGIA.- Esta plaga inverna en estado de larva madura, en diapausa, dentro de los capullos de seda que fabrican. Al iniciarse la primavera se transforma en pupa y en un lapso de 2 a 4 semanas emerge el adulto que permanece inactivo el día y entra en actividad en las primeras horas de la noche; cuando las temperaturas son superiores a las 12.5°C se aparean y las hembras ovipositan sobre la cara inferior de las hojas, en las ramitas y las yemas generalmente a corta distancia de los racimos de manzanas; ponen más de 50 huevecillos durante su vida, por lo común en forma aislada y cuando se trata de la primera generación

las hembras ovipositan de 2 a 6 semanas después de la floración incubando de 6 a 20 días, de acuerdo con la temperatura y humedad ambiental.

HABITOS.- Al nacer la larva se alimenta en la superficie de las hojas, pero en unas pocas horas busca los frutos introduciéndose a ellos por el cáliz, en el cual abren galerías al alimentarse de la pulpa y las semillas. A veces los frutos infestados se caen y en este caso, las larvas que se desarrollan en el término de 3 a 5 semanas, los abandonan y buscan los troncos de las plantas para crisalidar.

A la temperatura constante de 28.5 a 30°C el ciclo de vida dura unos 28 días y en un año pueden presentarse de 2 a 3 generaciones.

COMBATE.- Para llevar a cabo un combate integral, es necesario conocer las condiciones prevalentes en la localidad, variedad y edad de los árboles. Teniendo estos conocimientos puede hacerse un calendario de tratamientos.

2.4.8 Frailecillo (Macroductylus spp.)

También se le conoce con los siguientes nombres comunes: Fraile, nene, tache y burro.

Es una plaga que todos los años se presenta causando daños al follaje, frutos tiernos y flores. Los frutales

más atacados son el manzano, peral, membrillo, vid y ciruelo, así como un gran número de plantas como el rosal, zarzamora, fresa, maíz, frijol, betabel, chile, malvas y otros árboles y arbustos.

El adulto es un mayate cuya longitud va de 12-13 mm, de cuerpo alargado, color gris amarillento, con las patas largas, delgadas, color rojizo y armadas de espinas. Son de movimientos lentos y torpes; en la mañana se encuentra inactivo pero conforme aumenta la temperatura va entrando en actividad. La larva es una gallina ciega que mide 1.8 mm, color blanco sucio, 3 pares de patas torácicas, cuerpo cubierto por pelos escasos y cabeza de color café rojizo; viven en el suelo alimentándose de raíces. La pupa es de color blanco amarillento. Los huevecillos son pequeños, esféricos, lisos y de color blanco.

Los adultos hacen su aparición después de las primeras lluvias, en la segunda quincena de mayo o la primera de junio. Las hembras fecundadas se entierran en el suelo a una profundidad de 10 a 15 cm, para depositar sus huevos en masas de 5 a 25 huevecillos. La larva nace después de 2 o 3 semanas y así dura desde el verano hasta mayo del siguiente año, en que se transforma en pupa; dos o cuatro semanas después, emergen los adultos. Sólo se presenta una generación al año.

Las labores de cultivo tienen mucha importancia en el combate del frailecillo, porque permite exponer las

larvas y pupas al ataque de sus enemigos naturales, como son los pájaros y otras aves.

2.4.9 Escama de San José (Quadraspidiotus parniciosus Comstock)

Es una plaga originaria de China y actualmente tiene una amplia distribución en el mundo. Ataca muchos frutales cultivados, entre ellos manzano, peral, membrillo, durazno, ciruelo, albaricoque, nectarino, cerezo dulce, grosellero, naranjo de ornato y a gran número de yerbas y árboles de ornato, de sombra forestales y frutales silvestres.

Ataca al tronco, ramas, frutos y brotes tiernos. La pequeña escama al fijarse introduce su aparato bucal en los tejidos del árbol y de este modo se alimenta succionando la savia. Los árboles muy infestados llegan a morir.

Es un insecto vivíparo que pasa el invierno parcialmente desarrollado, recién nacido tiene la apariencia de una pequeña araña de color amarillento, poco tiempo después se fija a la planta y comienza a alimentarse aumentando de tamaño a medida que se desarrolla hasta alcanzar su madurez. Las hembras completamente desarrolladas son de tamaño de la cabeza de un alfiler y de forma casi circular, de color café con el centro amarillento grisáceo. Los machos en estado ninfal son pequeños y su cubierta de forma oval. Los machos adultos son pequeños de color amari-

lento y con solo un par de alas, no se alimentan y mueren poco después de fertilizar a las hembras. Se pueden presentar de 2 hasta 6 generaciones al año.

2.4.10 Gallina Ciega (Phyllophaga spp.)

Varias especies del género Phyllophaga o Lachnosterna causan considerables daños a los árboles frutales y a diversas plantas cultivadas, pues las larvas, llamadas "gallinas ciegas" o "Nixticuiles", se alimentan de las raíces de las plantas y constituyen así una de las plagas más perjudiciales de insectos que viven en el suelo. Los adultos conocidos como "mayates de junio", se alimentan por las noches en el follaje de árboles frutales y en las hojas de algunas otras plantas.

Los adultos son mayates robustos de color café o café oscuro, el tamaño varía según la especie. Las larvas son de color blanco, curvas con la cabeza café y el abdomen de coloración oscura por la tierra que ingieren al destruir las raíces de las plantas para alimentarse, tienen 3 pares de patas delgadas y largas en el tórax y el aparato bucal está provisto de mandíbulas bien desarrolladas.

Estos insectos invernan como adultos y larvas de distintos tamaño. En la primavera los mayates entran en actividad, vuelan durante la noche y se alimentan del

follaje; las hembras ponen huevos de color blanco perla en el suelo y de ellos nacen las larvas en 2 a 3 semanas. Las gallinas ciegas recién nacidas principian a alimentarse de las partes subterráneas de las plantas y hacia principios del otoño; tienen una longitud aproximada de 12 mm; en estado larvario pasan varios inviernos, pues el ciclo puede durar hasta 4 años, según la especie. Cuando las larvas llegan a su madurez alcanzan una longitud de 30 mm, y entonces se transforman en pupa dentro de una celda; esto ocurre generalmente hacia la mitad del verano y al principiar el otoño ya está formado el adulto, pero no abandona la celda sino hasta la primavera siguiente.

Los barbechos de otoño dejan al descubierto gran cantidad de gallinas ciegas que pueden ser fácilmente colectadas a mano, o ser fácil presa de sus enemigos naturales. Los barbechos con arados de tipo especial pueden matar hasta el 96.7% de las gallinas ciegas y otros insectos que infestan el suelo.

2.4.11 Barrenador del Tronco (Cyllene erythrope Cheyr.)

Es una plaga que se presenta frecuentemente en la Mesa Central, ataca al manzano, peral, tejocote y otros frutales.

El causante del daño es la larva, porque barrena

el tronco de los árboles, haciendo extensas galerías.

La larva es de color blanquecino, de cabeza abultada y con una longitud de 2.5 cm, aproximadamente. El adulto es un insecto de antenas largas, de color negro con bandas transversales amarillentas en el protórax, los élitros cubren las alas membranosas y tienen una serie de puntos que forman rayas amarillas; antenas y patas rojizas.

2.4.12 Mosquita Blanca (Aleurodes sp.)

Las mosquitas blancas en ocasiones se presentan como plagas, dañando árboles frutales y diversas plantas cultivadas. El daño consiste en que succionan grandes cantidades de savia de los árboles y además son responsables del crecimiento de los hongos Meliola camelliae (Catt) y Capnodium sp., que crecen sobre los excrementos azucarados de las mosquitas blancas y con lugar a las llamadas "fumaginas", que a veces cubren grandes partes del follaje de los árboles.

Son pequeños insectos de 1 a 3 mm de longitud, los adultos tienen sus alas y cuerpo cubiertos con un polvo ceroso blanco, que da a los insectos su nombre común. La cubierta de la ninfa es de tamaño pequeño a medio, elíptica y de color usualmente amarillenta o café, el cuerpo está rodeado por un fleco de placas o prolongaciones cerosas blancas. El rasgo más característico de las ninfas es un orificio en forma de vaso, dentro del cual se abre

el ano y recibe el nombre de orificio vasiforme; las ninfas pierden sus patas y antenas después de la primera muda, pero continúan su desarrollo hasta llegar al estado adulto. Los huevecillos son pequeños, pedicelados y a menudo las hembras las ponen formando un semicírculo.

2.4.13 Pulgón Verde del Durazno (Myzus persicae Suizer)

Esta plaga causa daños al durazno, ciruelo, chabacano y a otras plantas herbáceas y ornamentales. El daño consiste en que los pulgones succionan la savia y jugos de las ramitas y frutos de las plantas.

Inverna en estado de huevo sobre la corteza de los duraznos, ciruelos y chabacanos. Los huevos son negros y brillantes, ninfas de color verde pálido con 3 líneas oscuras en la parte dorsal del abdomen, al alcanzar el estado adulto dan origen a jóvenes vivíparos, de los cuales se suceden sobre el durazno 2 o 3 generaciones y después la mayoría de los individuos adquieren alas y al final de la primavera emigran a las plantas herbáceas y ornamentales. Al aproximarse el tiempo frío en el otoño, las hembras vuelan al durazno donde dan origen a hembras sexuales que se cruzan con los machos de las plantas hospederas de verano y dan origen a los huevos invernantes.

2.4.14 Chinche de Encaje del Durazno (Corythucha mhcelfreshi Drake)

Esta pequeña chinche, en ocasiones, se presenta causando daños al follaje del durazno, debido a que se alimenta chupando la savia de las hojas que pierden grandes superficies foliares, pues los tejidos donde una colonia se alimenta se decoloran, se mueren y finalmente se rompen.

Las ninfas son pequeñas y de color oscuro; el adulto tiene el cuerpo de color negro; las alas, la capucha y las expansiones del protórax están reticuladas aparentando la forma y consistencia de un fino encaje blanco; tanto las ninfas como los adultos se alimentan en el envés de las hojas, principalmente a lo largo de las nervaduras.

2.4.15 Picudo del Cocotero (Rhina barbirostris)

Los adultos son picudos de tamaño medio, generalmente de 27 mm de largo por 8 de ancho y de color café oscuro.

La cabeza del insecto adulto se prolonga formando un pico recto, siendo para el macho de 8 mm de largo con una pubescencia amarilla por su parte ventral y por el dorso en su región terminal; la hembra no posee pubescencia y el pico es de 5 mm de largo, el aparato bucal carece de labrum y los palpos son rígidos. Los ojos son visibles al natural, llegando a converger en su parte inferior. Las antenas nacen a la mitad del pico, son geniculadas

y formadas por 8 segmentos del tipo 1-6-1, siendo el segmento inicial largo y el último ligeramente capitado.

El protórax es convexo, finamente esculpido, más grande en el macho que en la hembra, siendo ventralmente pubescente, es ligeramente más ancho que el abdomen. El meso y metatórax, invaden la región abdominal. El scutellum es poco notorio. Las patas son largas, el primero y segundo par, poseen espinas en las tibias; el tarso de los tres pares de patas consta de 4 artejos terminando en dos uñas, siendo el tercero de ellos bilobulado.

El abdomen muestra en su parte ventral cinco segmentos y por su parte dorsal 7, siendo el último el más irregular; el abdomen a diferencia del Rhynchophorus está totalmente cubierto por los élitros, que cuentan cada uno de ellos con 10 estriaciones longitudinales convergentes.

Los huevecillos son ovales, de 1.6 milímetros de largo por 0.5 mm de ancho. Las larvas son más chicas y más esbeltas que las del género Rhynchophorus, de color crema, curvadas, ápodas, ciegas; la cabeza es de color café, quitinosa con mandíbulas muy fuertes y resistentes.

La pupa ya formada es de color blanco amarillento, de unos 29 mm de longitud y se encuentra protegida por la celda que forma entre los haces fibrovasculares.

Los huevecillos son depositados por la hembra en las hendiduras de la corteza, principalmente en las partes

quemadas y heridas, ayudándose la hembra con su pico; de los huevecillos nace la larva la cual barrena el tallo, cortando los haces fibrovasculares, siendo la galería al principio poco notoria pero a medida que la larva crece, su diámetro aumenta, presentándose ésta sinuosa; al terminar su desarrollo la larva fabrica una celda en la cual crisalida.

Al hacer un corte transversal, de un tronco de cocotero atacado por el Rhina barbirostris y a la altura de unos 25 cm del suelo, se encuentran los diferentes estados de larva, pupa y adulto, a partir de 8 a 12 cm de la periferia y dentro de una masa de tejido flojo, húmedo y fermentado. El imago una vez formado abandona la colonia, haciendo una galería de un centímetro de diámetro que mira hacia el oriente.

No se ha estudiado la duración de cada uno de los estados biológicos de esta especie, pero se sabe que el ciclo del insecto desde que es puesto el huevecillo hasta que emerge el adulto se completa aproximadamente en 5 meses, con la copulación de machos y hembras se completa el ciclo biológico, los que en esta fase no ocasionan daños de consideración. Los adultos son torpes y no vuelan grandes distancias; cuando son tocados quedan inmóviles como si estuvieran muertos. El quimotropismo y fototropismo de este insecto es positivo, lo que se puede aprovechar para su control.

2.4.16 Chinche pequeña de los cereales (Blissus leucopterus Say)

Este insecto es una plaga de las gramíneas como el maíz, trigo, cebada, centeno, pastos cultivados y silvestres.

Tanto las ninfas como los adultos se alimentan de la savia de la planta, extrayéndola por medio de su aparato bucal chupador que insertan en los tejidos. El daño se manifiesta por un amarillamiento característico del follaje, por marchitez y finalmente por la muerte de la planta; es frecuente observar su presencia en manchones donde se congrega en grandes cantidades.

El adulto mide unos 3 a 4 mm, es de color negro o gris oscuro, alas de color blanco pero con una mancha negra triangular hacia la mitad de su longitud en el margen exterior; en algunos adultos las alas no alcanzan su total desarrollo dejando expuesta la punta del abdomen; patas de color rojizo o rojizo amarillento.

La hembra pone sus huevecillos sobre las raíces si el suelo está suelto, en la base de los tallos o en las hojas inferiores próximas al suelo; son de color amarillo, forma cilíndrica alargada y con cuatro proyecciones en forma de pezón. Al salir del huevo las ninfas son de color rojizo, muy activas y van oscureciéndose al desarrollarse.

La chinche pequeña de los cereales pasa el invierno en forma de adulto en los rastrojos, pastos, residuos

de cosechas y en ocasiones hasta en las madrigueras de ratones u otros roedores en donde se protege del frío y de sus enemigos naturales. Al iniciarse la primavera entra en actividad desplazándose hacia los cultivos de trigo de invierno, cebada o centeno; depositan sus huevecillos, en cantidad de unos 200 como promedio durante 3 semanas a un mes; la incubación tarda alrededor de 16 días y las ninfas completan su crecimiento en un lapso de 30 a 40 días.

Al terminar el ciclo de estos cultivos, la plaga emigra a los cultivos de maíz o cultivos de granos pequeños, en donde tiene lugar la segunda generación más numerosa y perjudicial. Los hábitos migratorios en masa para buscar nuevos cultivos en donde alimentarse hacen posible el uso de métodos eficaces para su destrucción.

2.4.17 Pulgones de los Cereales

Existen varias especies de afidios que atacan a los cereales, incluyendo la cebada. Se les localiza en todas las regiones donde se cultiva y en algunos casos llegan a constituirse en plagas de importancia.

Son insectos pequeños de uno a dos milímetros de color verde con diferentes tonalidades, antenas largas y dos prolongaciones características en la parte posterior

del abdomen. --

Existen formas aladas y ápteras; en algunas localidades pasan el invierno como adultos o ninfas sobre sus hospederas y en forma de huevo donde se registran bajas temperaturas. Son insectos vivíparos y ovíparos, es decir, las hembras dan nacimiento a ninfas cuando no han sido fecundadas o a huevos, en las formas sexuales.

De acuerdo con la temperatura ambiental en un año se pueden presentar de 5 hasta 14 generaciones; estos insectos empiezan a reproducirse a temperaturas de 4 a 5°C.

El daño que ocasionan varía de acuerdo con el número de insectos por planta, desde un amarillamiento ligero de las hojas hasta la muerte; para alimentarse introducen su aparato bucal en los tejidos para extraer la savia y al mismo tiempo inyectan una sustancia tóxica que ocasiona la decoloración y muerte del tejido.

2.4.18 Chapulines

En México existen numerosas especies de chapulines que en algunas ocasiones llegan a causar daños de importancia en diferentes plantas, tanto cultivadas como silvestre. Los chapulines son insectos muy conocidos por nuestros agricultores; pasan el invierno en forma de adulto o de

huevo. Los huevos son puestos en el suelo en masas con forma de paquete que reciben el nombre de canutos o mazorcas y que cubren con una sustancia protectora; cada hembra puede llegar a poner de 8 a 26 masas con un número total de 40 a 120 huevecillos. En un año se presentan de una a dos generaciones.

Se han empleado varios métodos de combate contra los chapulines, dependiendo de su abundancia, del cultivo y de la topografía y extensión de las zonas infestadas.

3. METODOLOGIA

La metodología que se seguirá para el desarrollo de este trabajo, consistirá básicamente en una recopilación y análisis de citas bibliográficas y trabajos relacionados específicamente con el tema, extrayendo de cada una de esas citas, fichas bibliográficas, las cuales se analizarán, contando para ésto con la asesoría de profesores de la propia Facultad, así como de investigadores que laboren en dependencias gubernamentales, con la finalidad de unificar la información revisada y generar así datos más concentrados, organizando de tal forma que sea entendible para los alumnos del ramo agropecuario y biológico, pretendiéndose con dicho trabajo cubrir con los objetivos del programa de entomología de la carrera de Ingeniero Agrónomo y Licenciado en Biología, de este Centro.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Durante mucho tiempo, la protección de los vegetales se había visto asegurada por la lucha química; actualmente este método parece menos eficaz contra las plagas y lo que es más grave aún, origina ciertas contradicciones. Al paso de los años un nuevo método se ofrece a los agricultores, "la lucha integral", la cual parece favorecer la integración del equilibrio biológico entre las plagas y sus enemigos naturales.

El hombre ha inventado infinidad de productos químicos para combatir las plagas y los ha empleado con enorme éxito. Pero es en ellos donde residen algunos de los peligros que cada día son más notables, apareciendo como una grave amenaza para las cosechas de muchas partes del mundo.

Entre ellos podemos citar:

- 1.- La aparición de líneas tolerantes a dosis cada vez más fuertes de insecticidas, que posteriormente son resistentes. Los insectos poseen una gran capacidad de adaptación y bajo condiciones adversas; algunos pueden habituarse a ellas logrando sobrevivir y reproducirse. Son conocidos en la actualidad muchos insectos y ácaros, que han mostrado una notable resistencia

a los productos químicos, entre los cuales podemos citar algunas plagas que atacan al algodnero, al arroz, hortalizas, etc.

- 2.- El impedimento de permitir a los insectos benéficos asumir su función de reguladores naturales de las poblaciones de plagas, debido a que estos organismos auxiliares pueden ser directamente eliminados por los tratamientos de insecticidas.
- 3.- La aparición de especies nocivas consideradas anteriormente como sin importancia. Al combatir una plaga, corremos el riesgo de destruir otros insectos importantes que habían estado activos en la regulación de especies plagas de una manera natural, eliminar sus enemigos, la abundante capacidad reproductora que caracteriza a los insectos, permite que estas especies alcancen cifras peligrosas en corto plazo. Hace diez años, por ejemplo, en Nicaragua los cultivadores de algodón tenían que luchar contra dos especies perjudiciales, ahora, como consecuencia de las desmedidas aplicaciones de plaguicidas, tienen que enfrentarse con más de 10 especies diferentes.
- 4.- La presencia de residuos tóxicos en los productos agropecuarios y como consecuencia su rechazo en el mercado internacional. Actualmente son más rígidas las - disposiciones reglamentarias que surgen por el temor

a las consecuencias tóxicas nacidas del uso irracional de plaguicidas, y pueden restringir no solamente las ventas locales, sino también la exportación de productos. Ejemplo de ello, es el grave problema afrontado por los horticultores.

- 5.- La incosteabilidad en determinados cultivos, por la elevación de los costos de producción, originados por la aplicación de plaguicidas en forma indiscriminada.

De lo anteriormente expuesto podemos concluir:

- a) El control integrado de los insectos perjudiciales a la agricultura, con base en el combate biológico, por experiencias y resultados obtenidos, es una necesidad del presente y del futuro, ya que estamos plenamente convencidos, que un método de combate por sí solo, no es capaz de lograr los abatimientos de poblaciones de las plagas agrícolas, que garanticen al agricultor adecuados volúmenes de cosechas y reducción de los costos de producción.
- b) Con base en lo anterior, necesariamente el hombre para contrarrestar el persistente peligro que representan los insectos, en relación al ataque de cultivos que en forma directa o indirecta le proporcionan su alimentación, conviene pensar que la tecnología que se use para equilibrar las mermas en las cosechas,

debe estar íntimamente coordinada con las leyes de la naturaleza, en otras palabras, no solamente debe pensarse en los avances tecnológicos y olvidarnos de cual sería la respuesta que la naturaleza nos dé en un momento determinado al no tomar en cuenta lo establecido por ella, ya que es la base de la vida sobre el planeta.

- c) La utilización de los métodos de combate conocidos contra los insectos, técnicamente manejados a nivel de campo, darán como resultado la reducción de residuos tóxicos en suelos, agua y productos agropecuarios y probablemente una contribución a la reducción de la contaminación del medio ambiente.

5. LITERATURA CITADA

- 1.- ARGOTE, C. 1939. Clasificación y nombres de las principales plagas. Sec. de Agr. y Fom., Dir. Gral. Agricultura. Depto. Defensa Agrícola. México.
- 2.- DAVEY, K.G. 1968. La reproducción en los insectos. Primera edición en español. Editorial Alhambra, S.A. - Madrid, España.
- 3.- DE la Barrera, L. 1959. Las plagas en la Casa del Campesino. Inst. Biotécnico, SAF. México.
- 4.- DEL Cañizo, G.J. y M. Arroyo Varela. 1964. Nombres vulgares españoles de los insectos perjudiciales a las plantas cultivadas. Boletín de Patol. Veg. y Ent. Agr. 27:101-182. Madrid, España.
- 5.- DOMINGUEZ, R. y J.L. Carrillo. 1976. Segundo suplemento a la Lista de insectos de la colección entomológica del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. SAG, INIA. Folleto Misceláneo 29. México.
- 6.- FARB, P. 1974. Los insectos. Colección de la naturaleza de Time-Life. Ed. Offset Multicolor, S.A. México.
- 7.- HOFFMANN, C.C. 1923. Manual para el estudio y recolección de lepidópteros en México. Mem. Soc. Cient.-

41:441-525. México.

- 8.- ICA. 1970. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Programa Nacional de Entomología, Publ. Misc. 17. Inst. Agropecuario. Ministerio de Agricultura. Bogotá.
- 9.- MacGREGOR, R. 1958. Lista de las principales plagas y enfermedades de los cultivos de México. SAG. Dir. - Gral. Defensa Agrícola. México.
- 10.- MARTINEZ, M. 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México.
- 11.- RAMOS de M., A. 1975. Guía ilustrada para la identificación de adultos de moscas (Diptera, trypetidae) que afectan a la fruta en México y de especies exóticas de importancia cuarentenaria, SAG, DGSV. Depto. de Entomología. México.
- 12.- SIFUENTES, J.A. 1966. Lista de nombres comunes y científicos de algunas plagas agrícolas en la región central de México. INIA, SAG, CIB. México.
- 13.- USDA. 1957-1963. Insects not Known to Occur in the United States. Cooperative Economic Insect Reports, Vol. 8-13. Washington, D.C.